Caza, preparación y conservación de insectos

Una guía práctica y segura para orientarse en el variado conjunto de técnicas, fórmulas, métodos y consejos referidos a este tema. El autor trata en forma accesible todos los tópicos y proporciona información amplia y actualizada sobre la caza de insectos y las trampas usadas, el envío del material a los laboratorios o especialistas, la preparación con fines didácticos o de investigación, las fórmulas y compuestos necesarios para la preparación microscópica y, por fin, los distintos métodos de conservación. Numerosas ilustraciones facilitan la comprensión cabal de cada uno de los temas, y una completa bibliografía enriquece el volumen.

La obra será muy útil para los entomólogos y también para los aficionados; sus consejos y atinadas sugerencias podrán ser aprovechados plenamente en recorridas por el campo o en los trabajos de laboratorio.

José Antonio Pastrana egresó como Ingeniero Agrónomo de la Universidad de Buenos Aires; fue durante largos años Presidente de la Sociedad Entomológica Argentina y participó en numerosos congresos nacionales e internacionales. Se desempeñó como investigador en el Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) y en la actualidad continúa en esa actividad como adscripto del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". Es autor, además, de numerosos trabajos técnicos y de investigación.

932

JOSE A. PASTRANA

Caza, preparación y conservación de insectos

EL ATENEO

José Antonio Pastrana

CAZA, PREPARACION Y CONSERVACION DE INSECTOS

EL ATENEO

EX LIBRIS Scan Digit

The Doctor

http://thedoctorwho1967.blogspot.com.ar/

http://el1900.blogspot.com.ar/

http://librosrevistasinteresesanexo.blogspot.com.ar/

https://labibliotecadeldrmoreau.blogspot.com/

Caza, preparación y conservación de insectos

José Antonio Pastrana

Caza, preparación y conservación de insectos

Segunda edición

LIBRERIA "EL ATENEO" EDITORIAL
BUENOS AIRES - LIMA - RIO DE JANEIRO - CARACAS - MEXICO
BARCELONA - MADRID - BOGOTA

Todos los derechos reservados.
Este libro no puede reproducirse, total o parcialmente,
por ningún método gráfico, electrónico o mecánico,
incluyendo los sistemas de fotocopia, registro magnetofónico
o de alimentación de datos, sin expreso consentimiento
del editor.

Queda hecho el depósito que establece la ley N° 11.723.
© 1985 "EL ATENEO" Pedro García S.A.
Librería, Editorial e Inmobiliaria, Florida 340, Buenos Aires.
Fundada en 1912 por don Pedro García.

I.S.B.N. 950-02-9823-6

IMPRESO EN LA ARGENTINA

TALLERES GRAFICOS ORESTES S. R. L.
LA RIOJA 445. LANUS OESTE EN ENERO DE 1985
TIRADA 3000 EJEMPLARES

INDICE

Introducción XI
Agradecimientos XIII

I. CAZA DE INSECTOS 1

Equipo 1

Manga de tul o gasa. Red de tela gruesa de arrastre o rastreadora. Red para insectos acuáticos. Pinzas o raqueta. Cuadro de lona. Zaranda. Tamices. Aparato Berlese. Pinzas. Pincel. Agujas y cerdas. Aspirador. Herramientas para el campo. Caja de metal, cartón y madera. Cinturón o valija. Otros instrumentos para atrapar insectos.

II. TRAMPAS USADAS PARA LA CAZA DE INSECTOS 19

Azucarado y melaza 19
Lámparas 21
Cebos y carnadas 22
Trampas de agua tipo Moericke 23
Trampa Malaise 24
Trampas para insectos por succión 26

III. LA LUZ Y LAS TRAMPAS DE LUZ PARA LA CAZA DE INSECTOS 29

Las trampas de luz con malla eléctrica.

IV. METODO DE CAZA 39

En las flores. En semillas. En raíces. Taladros de la madera. En hongos. En las cavernas. En los focos de luz. En nidos de aves. En la hojarasca. Ectoparásitos de aves y mamífe-

ros. En plantas acuáticas. Los insectos formadores de agallas. Insectos subterráneos. Minadores de hojas de vegetales.

Insectos de vida acuática 49
Otras formas de caza de insectos 54

V. MANERA DE SACRIFICAR LOS INSECTOS 57

Frascos con venenos. Preparación de frascos con cianuro de potasio. Preparación de frascos con éter acético. Otras formas de matar insectos.

VI. ENVIO DE MATERIAL ENTOMOLOGICO A LABORATORIOS Y ESPECIALISTAS TAXONOMICOS 63

Envío de insectos vivos 63

Cajas.

Envío de vegetales atacados 65
Envío de material preparado 66

Cajas. Cajas protectoras.

Envío de material en líquidos alcohólicos 72
Envío de preparados microscópicos 73

VII. PREPARACION DE LOS INSECTOS 77

Preparación de los insectos adultos 77

Alfileres y minucias. Cajas para alfileres. Guías de altura. Tarjetas. Gomas. Taquitos.

Diferentes formas de montar los insectos adultos 80

Montado simple. Montado doble.

Desengrase de insectos 85
Rotulado 85

Tarjetas para rotular. Procedimientos por seguir.

Reblandecimientos 88

Cámara húmeda. Preparación de la cámara.

Extendido de alas 90

Planchas de turba, corcho o telgopor. Tiras de papel. Agujas o puntas de trabajo. Alfileres. Pinceles. Procedimiento por seguir.

Endurecimiento 95
Extendido de las alas de microlepidópteros 95
Preparación de larvas 97

Preparación de larvas de coleópteros. Preparación de orugas de lepidópteros. Preparación de larvas de dípteros. Preparación de larvas coloreadas.

Corrección de preparaciones microscópicas 101
Preparación microscópica de insectos secos 103

VIII. PREPARACION DE INSECTOS PARA FINES DIDACTICOS Y EXHIBICION 105

Método de montaje Riker 105
Cajas de vidrio o de material plástico para exhibición de mariposas vistosas 105
Preparación de mariposas vistosas en cajas con base de yeso 106
Inclusión de insectos en bloques de resina plástica ... 106

La resina plástica. Mezcla de la resina con el endurecedor. Inclusión del material. Lijado de la pieza. Pulido de la pieza. Mecanismo de la polimerización. Cantidad correcta de endurecedor a agregar. El grosor de las capas.

Moldes o envases 113
Materiales e instrumentos empleados 115
Preparación de los insectos en estado adulto 116

Muerte del insecto. Insectos muertos con anterioridad. Desengrasado. Secado. Deshidratado. Inclusión.

Preparación de los estados inmaturos de los insectos . 119
Inclusión de vegetales 119
Inclusión de insectos dañinos y sus plantas hospedadoras en bloques 120
Precauciones generales para el manipuleo de poliester. 121

IX. PREPARACION DE INSECTOS PARA OBSERVACIONES MICROSCOPICAS 123

Materiales empleados. Limpieza de porta y cubre-objetos. Conservación de porta y cubre-objetos. Marcado del centro del porta-objetos. Soporte de cubre-objetos. Cómo se matan los insectos.

Fijación 127
Líquidos fijadores 128
Mezclas fijadoras 128

A base de ácido ósmico. A base de cromo. A base de ácido pícrico. A base de formol. A base de alcohol. Fijación de larvas de coleópteros. Solución de Petersen o Kaad.

Tratamiento con productos cáusticos 131

Hidróxido de potasio e hidróxido de sodio. Conservación de soluciones cáusticas. Limpieza de las piezas por preparar.

Blanqueado 134
Coloración 134

Clasificación. Coloraciones combinadas simultáneas. Colorantes más usados. Colorantes mordientes artificiales.

Teñido 140
Nuevo montaje de preparados viejos 141
Decoloración o desteñido 142
Deshidratación 143
Clarificación o diafanizado 144

Xilol. Carbol-xilol.

Inclusión 145

1. Inclusión en parafina. 2. Inclusión en celoidina.

Montado de preparaciones 147

Procedimiento a seguir.

Medios de montaje 149

Bálsamo del Canadá. Bálsamo acidulado. Bálsamo xilol. Caedax. Euparal. Líquido de Berlese. Líquido de Dammar. Clarite.

Medios de montaje semipermanentes 153

Líquido de Faure. Líquido de Farrant. Glicerina. Líquido de Hoyer.

Bordeado 155

Parafina. Betún de R. Moyer. Betún de Judea o pez mineral. Murrayite. Betún de Thorne

Rotulado 157

Etiquetas. Adhesivo. Protección de las etiquetas.

Secado 162
Almacenaje 162
Catalogado de preparaciones microscópicas 163

X. PREPARACIONES MICROSCOPICAS DE INSECTOS Y SUS PARTES 165

Preparación de cochinillas 165

Preparados temporarios. Preparados permanentes.

Preparación de cochinillas sin colorear 170
Preparación de pulgones o afididos 171

Montado. Preparado temporario. Preparado permanente.

Preparación de aleirodidos 173
Preparación de tisanópteros 173

Preparación de trípidos. Preparación de floeotrípidos.

Preparación de aphelínidos 174
Preparación de Mallophaga 175
Preparación de insectos pequeños (con pocos pasajes) 176
Preparación de coleópteros pequeños y sus partes ... 176
Preparación de genitales de insectos 178

Microlepidópteros. Microlepidópteros muy pequeños. Macrolepidópteros. Preparaciones de genitales de dípteros. Preparación de genitales hembra de tripétidos. Preparación de genitales de micetofílidos. Preparación de genitales de himenópteros.

Preparación de alas 188

De macrolepidópteros. De microlepidópteros. Preparación de alas de insectos quitinizados.

XI. CONSERVACION DE INSECTOS EN MEDIOS LIQUIDOS 193

Alcohol. Mezclas alcohólicas. Formalina.

XII. CONSERVACION DE LARVAS EN SECO 199

Orugas de lepidópteros 199

Insuflado.

Larvas de coleópteros 201
Conservación de larvas por deshidratación 202
Conservación de larvas por resinificación 203

XIII. CONSERVACION DE INSECTOS ADULTOS ... 205

Cajas con "camas" de algodón. Sobres de papel.

XIV. CONSERVACION DE INSECTOS EN CAJAS ... 209

Cajas para colecciones de insectos 209

Arreglo de los insectos en las cajas de colección.

Moho 212
Verdín 213
Productos preservativos para colecciones 213

Bibliografía 217
Indice alfabético 227

AGRADECIMIENTOS

Durante la preparación de esta obra se ha recibido asistencia y consejos de colegas sin cuya ayuda e información hubiera resultado difícil completarlo.

Deseo expresar mi sincero reconocimiento al Ing. Agr. Aquiles Silveira Guido, Dra. Irma Santoro de Crouzel, Ing. Agr. Dora Fandiño, Dr. Marcos Mardyks, por los consejos recibidos; al Ing. Agr. Enrique J. Pastrana por la colaboración en la corrección y realización de dibujos y al Ing. Agr. Marcos Fink por las fotografías con que se ilustra este trabajo.

INTRODUCCION

Es bien conocido el daño que los insectos pueden ocasionar a la economía de un país: disminución de las cosechas perjuicios a la ganadería o trasmisión al hombre de graves enfermedades. Ello obliga a una lucha constante para evitar males mayores.

La razón expuesta fundamenta la necesidad de una correcta identificación de las especies y/o su estudio profundo. Esto exige preservar el material en buenas condiciones y contar con preparaciones microscópicas bien realizadas. Tales requisitos adquieren importancia especial en el caso de algunos grupos que, por su pequeñez, exigen el estudio de ciertas piezas anatómicas (el pigidio en los homópteros, el aparato genital en los mosquitos o en microlepidópteros, etcétera) o cuando se deban observar detalles minúsculos con lentes de gran aumento.

Se dan aquí las informaciones necesarias para la colección, preservación y preparación del material entomológico en condiciones que permitan una correcta identificación y estudio de los ejemplares.

Se espera que el presente trabajo, fruto de la experiencia de muchos años del autor y de la colaboración de colegas, sea de utilidad para los entomólogos principiantes y les brinde las bases necesarias para iniciarse en el tema, además de servir como guía a quienes, de una u otra forma, están ligados a los problemas entomológicos.

Tales son los propósitos que han dado origen a esta obra. Es de desear que, al ayudar a sus lectores en su iniciacion entomológica, contribuya a volverles menos penosa la tarea diaria.

CAPITULO I

CAZA DE INSECTOS

EQUIPO

En sus excursiones por el campo en busca de insectos, todo coleccionista debe llevar consigo un equipo adecuado. La importancia de éste depende del tiempo de que disponga para hacer la gira, del grupo o grupo de insectos a que se dedique, y del espacio con que cuente en el equipaje.

Con todo, es de importancia señalar que dicho equipo debe simplificarse en lo posible, para evitar la incomodidad en el trasporte. Es absolutamente indispensable llevar la red de tul, voile o gasa; la manga de tela o rastreadora; frascos de diferentes tamaños con veneno; pinzas finas y cajas con capas o camas de algodón, para depositar los insectos una vez muertos.

A continuación se describirán los principales elementos que se utilizan en la recolección.

Manga de tul o gasa

Para la caza de gran cantidad de lepidópteros y en general para todos los insectos voladores, se emplean las mangas o redes, consistentes en un anillo de alambre entero o plegable, con mango articulado para que ocupe poco espacio en el embalaje y una manga de tul, gasa, muselina, o lienzo fuerte de algodón, etc., según el destino que se le dé (Fig. 1).

Pueden adquirirse mangas de diferentes modelos en cualquier comercio del ramo a precios módicos, o bien el colec-

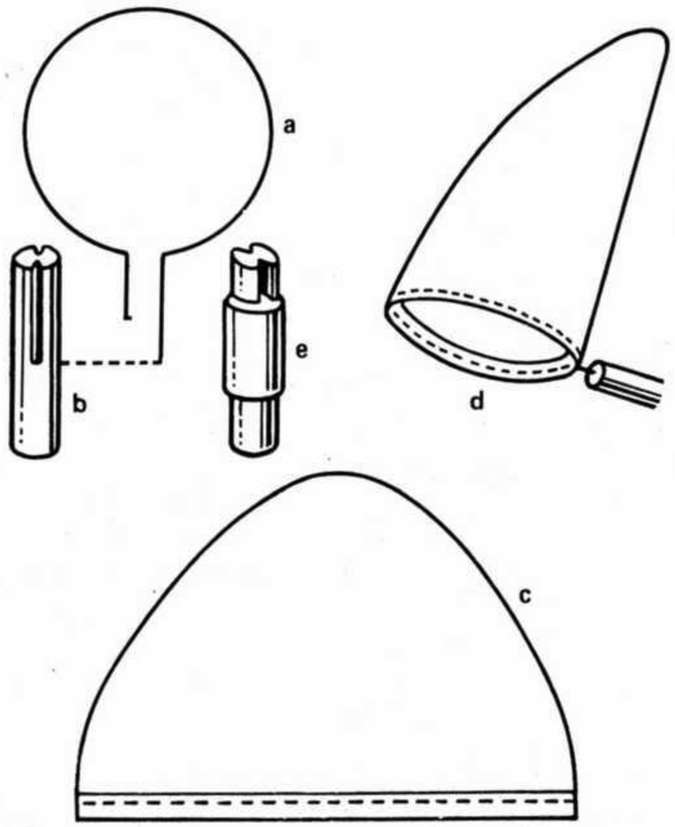

Fig. 1. Manga de tul o gasa: a) anillo de alambre,b) mango de madera,c) forma en que debe cortarse el tul o gasa,d) mango ya armado, e) cilindro metálico que sujeta el aro.

cionista puede fabricar mangas sencillas, que en la práctica dan buen resultado. Sólo se requiere un corte de género, un alambre grueso para el anillo soporte y un mango. El género cortado en la forma indicada en la figura da buenos resultados, por cuanto disminuye las costuras, lugar que sirve de escondite a los insectos pequeños. El extremo superior no debe ser muy pronunciado porque dificulta la extracción de los insectos al pasarlos al frasco de veneno; el tul liviano se coserá a una tira doblada de género más resistente (algodón), montado por encima del aro en la forma en que se indica en la figura, de manera que la franja se doble, con abertura en la extremidad para permitir la introducción del anillo, o de lo contrario cosido a éste. Cuando la tela es fuerte, el lado inferior se pliega a modo de dobladillo, por donde pasará el anillo; en el caso de telas delgadas, el dobladillo será postizo con una tela reforzada. El anillo debe ser de alambre resistente y de más longitud que el requerido para hacer el aro, dejando el sobrante para unirlo al mango de madera. El mango debe ser de madera liviana de regular grosor, y se le hará en su parte superior una ranura a cada lado, del grosor del alambre, terminada en una perforación donde se insertará el extremo doblado de éste; para asegurarlo, se ajusta el cilindro metálico o puede enrollarse un alambre en el mango, hasta el fin de las ranuras.

Las mangas que se adquieren en las casas del ramo, tienen generalmente el mango articulado en dos o tres partes y de un largo total de 60 a 80 cm. El anillo es plegadizo y de 30 cm de diámetro aproximadamente.

Los que se dediquen a coleccionar "moscas", "mosquitos" y otros grupos afines, pueden usar convenientemente mangas de tejido muy fino, mango corto y anillo de 15 a 20 cm de diámetro.

Para cazar insectos en vuelo, especialmente los de movimiento rápido, es necesario tener cierta práctica o por lo menos proceder con mucho cuidado pues, con un golpe certero y girando rápidamente el mango de manera que el tul o gasa cubra la boca de la red, se podrá aprisionarlo.

Antes de extraer los lepidópteros grandes atrapados, se les aprieta entre los dedos índice y pulgar el tórax por debajo de las alas, evitando así que el ejemplar se perjudique con los movimientos.

Red de tela gruesa de arrastre o rastreadora

Para recolectar insectos en los prados, se aconseja usar mangas de género más grueso que las anteriores, con mango más corto, con el fin de poder rastrear malezas, pastos, plantas en flor. De vez en cuando debe revisarse la manga y echar su contenido en los frascos que contienen veneno. Con este sistema se consigue gran cantidad de insectos, especialmente homópteros, dípteros, etcétera.

Red para insectos acuáticos

Para recolectar insectos acuáticos, se acostumbra usar una red de trama más abierta (3 mm), más corta y más resistente que las anteriores; también se puede recubrir con un alambre tejido de forma cónica para darle más resistencia. Puede usarse un cedazo de alambre tejido, tal como se utiliza en las cocinas, añadiéndole un mango largo. En los catálogos y folletos que publican las casas del ramo, puede observarse gran variedad de modelos, entre los cuales se verán algunos que tienen un borde resistente, adecuado para raspar el fondo de los arroyos, lagos pedregosos y fangosos. Conviene efectuar estos rastreos en arroyos o lagunas que presentan malezas, pues allí abundan los insectos (Fig. 2).

Lewis recomienda el aparato de la figura (Fig. 3) para cazar insectos acuáticos pequeños, en sus diferentes estados y especialmente para pupas de culícidos.

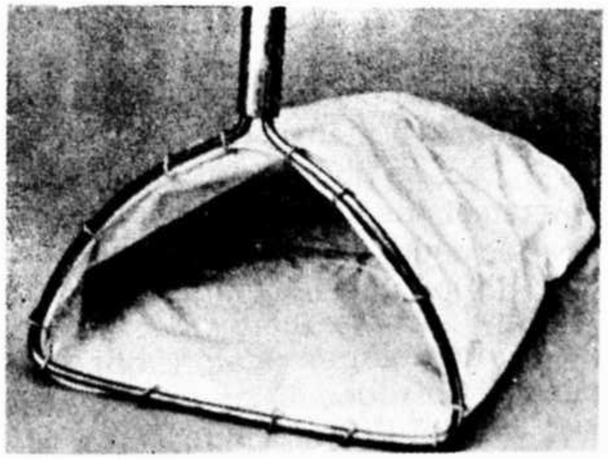

Fig. 2. Modelo de red con mango largo y género fuerte para entomólogos dedicados a fauna de agua dulce profunda (Modelo Bio Quip).

Pinzas o raqueta

Este aparato consiste en una tijera terminada en un armazón que sostiene una red de tejido fino.

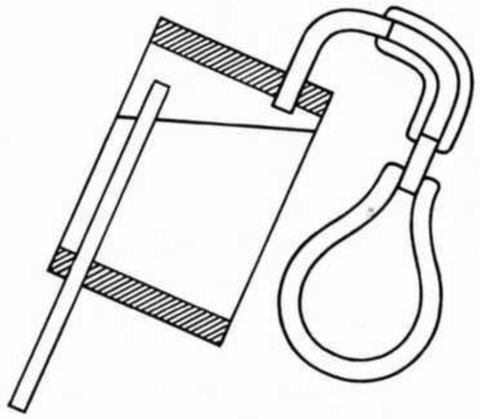

Fig. 3. Aparato Lewis para cazar pequeños insectos acuáticos.

Es un dispositivo poco usado por los entomólogos en la República Argentina, pero se lo emplea mucho en Europa. Se utiliza para cazar insectos de vuelo rápido, especialmente himenópteros.

Cuadro de lona

Muchas veces habrá observado el lector, que al acercarse a un árbol o al mover sus ramas, los insectos que se encuentran posados en ellas se arrojan al suelo con lo cual se vuelve más difícil cazarlos. Es conveniente entonces usar el cuadro de lona, especialmente en las primeras horas de la mañana antes de la salida del sol, o en los días fríos y nublados. Este instrumento da excelente resultado para cazar coleópteros y hemípteros. Es conveniente que tenga forma cuadrada y mida 50 cm o más por lado.

Se fabrica con un pedazo de género fuerte o de lona, en cada uno de cuyos ángulos se cose un sobre de forma triangular de la misma tela. Cuando se desea usarlo en el campo se cortan dos ramitas de árbol, de largo adecuado, y se las coloca en diagonal, tratando de que quede tirante. (Fig. 4, A.B.)

El coleccionista colocará el cuadro ya armado debajo del árbol donde va a practicar la operación, y tomándolo por uno de sus ángulos con una mano, con la otra y por medio de un palo golpeará verticalmente las ramas que se encuentran en la parte superior del cuadro de lona; de este modo caerán sobre

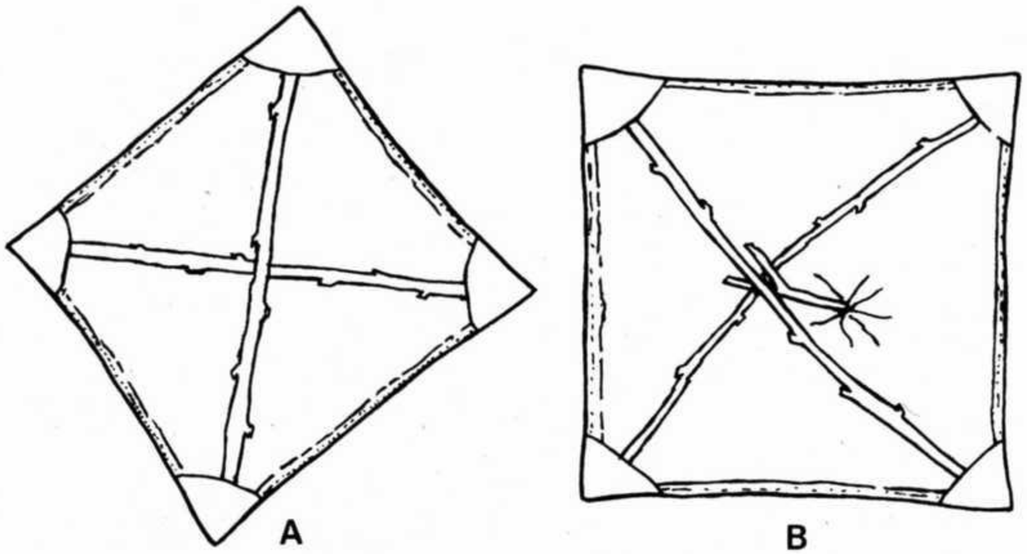

Fig. 4. (A, B). Cuadro de lona para caza de insectos con golpeteo de follaje.

éste gran cantidad de especímenes, que pasará luego al frasco de veneno.

Algunos coleccionistas usan la red de cazar mariposas en lugar del cuadro de lona.

Zaranda

Aprovechando las características de muchos insectos de resguardarse durante la estación invernal en la hojarasca, musgo o nidos de hormigas, algunos coleccionistas usan tamices en sus excursiones por el campo para la caza de gran número de "cascarudos", "chinches", larvas de dípteros e himenópteros y orugas de lepidópteros.

Estas zarandas llevan un marco de madera de 50 cm por 60 cm y 10 cm y alambre tejido en la parte inferior que permite la separación del material inerte de los insectos a colectar. El paso de la malla varía de acuerdo con el uso que se le dé. Para la recolección de insectos del suelo, coleópteros, hemípteros, será de alrededor de 15 mm y para conseguir insectos de la hojarasca seca, musgo, etc., deberá ser algo menor. La zaranda lleva a cada lado, un listón de 70 cm de

largo prolongado en una agarradera que pueden manejar dos personas. (Fig. 5.)

Otros coleccionistas reciben el producto del zarandeo, en un lienzo o papel blanco que se coloca en el suelo y que permite distinguir con facilidad los insectos que caen. Es conveniente recoger y echar en una bolsa la hojarasca, musgos o cualquier otro material que se quiera revisar y, una vez terminada la recolección, al llegar a un lugar apropiado se realiza el zarandeo. El producto que se obtenga debe ser revisado por pequeñas partes, en caso de utilizar lienzo o papel blanco; con ello se evita la fuga de ciertos ejemplares y también que el exceso de residuos dificulte la búsqueda de los especímenes, especialmente aquellos que simulan estar muertos cuando notan la proximidad del hombre.

Es conveniente recoger y zarandear material de muchos lugares, pues si bien en los bosques y sitios húmedos se consiguen ejemplares en cantidad, en otros podrán encontrarse especímenes novedosos e interesantes.

Después de realizada esta operación, es de práctica revisar el material obtenido, con el fin de separar los ejemplares para evitar que se dañen. Las orugas y otras larvas deben colocarse en jaulas especiales o en cajas de madera, cartón o de material plástico.

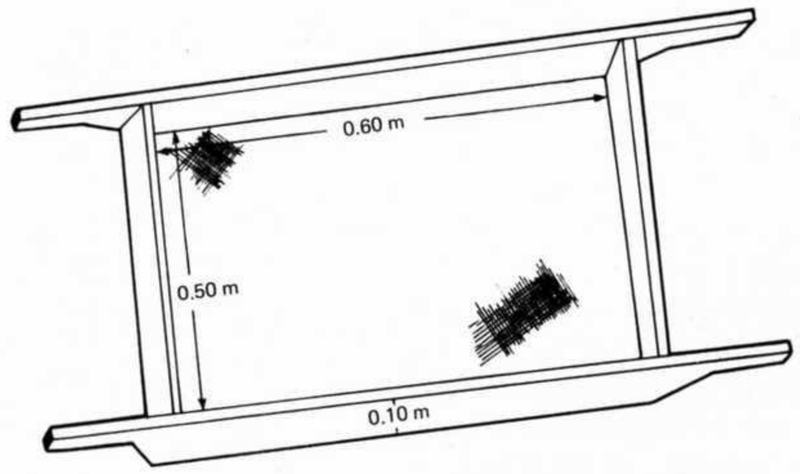

Fig. 5. Zaranda para caza de larvas y adultos de insectos del suelo.

Tamices

Cuando se desea buscar material entomológico, especialmente en semillas u otros productos almacenados, se emplea el tamiz con muy buen resultado.

Con dicho instrumento se consiguen, en materiales almacenados, coleópteros en gran cantidad (en semillas, almendras, piñones, etc.) y en hojas, flores medicinales y otras mercaderías, ácaros y psócidos. Para poder obtener ejemplares en buen estado, es conveniente que el tamiz se mueva horizontalmente, de lo contrario se perjudicarían los especímenes.

En laboratorios se utiliza con buen resultado un tamiz similar al que se emplea para separar semillas según el tamaño y apartar las impurezas.

Este tipo de tamiz, que permite también encontrar los insectos, se compone de varios cernidores superpuestos, cada uno de los cuales lleva perforaciones de diferentes tamaños y formas; además tiene tapa y fondo que sirve de depósito para las impurezas o residuos más finos; el diámetro es de 30 centímetros. Se lo puede adquirir en las casas de comercio del ramo.

Además de los métodos descriptos, existen otros más complicados que permiten recolectar gran número de insectos sin causarles perjuicios.

Aparato Berlese

El aparato ideado por el doctor Antonio Berlese, se utiliza para coleccionar pequeños insectos, invertebrados que viven en la hojarasca, musgo y demás detritos. Se compone de un embudo rodeado de agua que se calienta de 60° a 100 °C, en la parte inferior del embudo se adhiere un tubo de vidrio con alcohol hasta la mitad de su altura con el fin de colectar los especímenes que se desplacen del material en observación. En la parte superior del embudo se coloca una tela metálica que recibe la hojarasca, musgo, etcétera. El agua que está en la parte externa se calienta con una fuente de calor (Fig. 6).

Los insectos que necesitan cierta humedad para subsistir se desplazan de un lugar a otro buscando un ambiente más

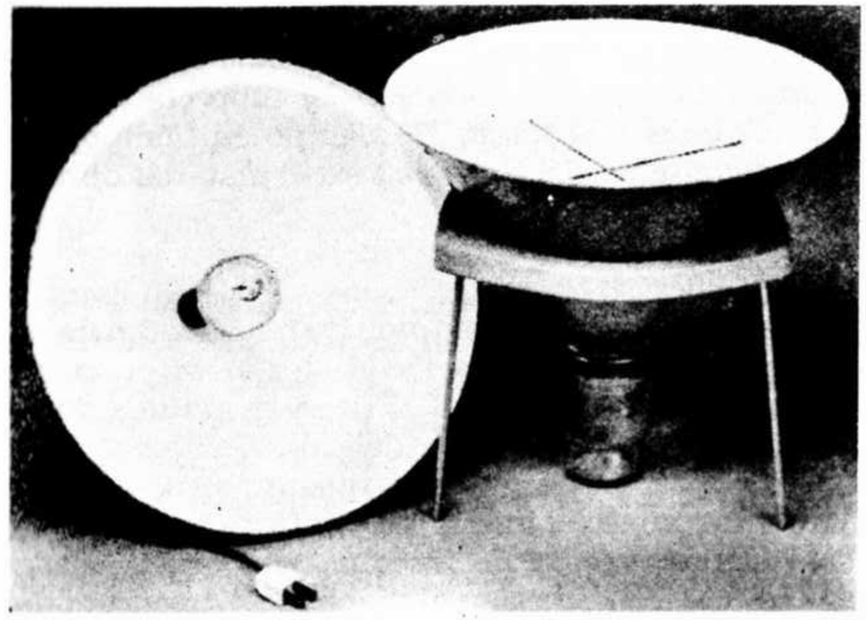

Fig. 6. Aparato Berlese — Bio Quip 1980/1981.

propicio y de este modo atraviesan la tela metálica y caen en la parte inferior del embudo y por último en el tubo que contiene alcohol u otro líquido conservador. De tiempo en tiempo se retira el tubo que contiene dicho líquido y se saca el material recolectado.

Se puede simplificar este aparato tomando un embudo grande de hojalata, el que se adapta a una plataforma de madera o metal. Como fuente de calor se coloca una lámpara eléctrica en la parte superior, que calienta lentamente el material en observación. Cuando se desea llevar en viaje este tipo de aparato, conviene remplazar el embudo de metal por otro de género resistente, sujeto en la parte superior por un anillo de alambre provisto de tres tiros, unidos en el extremo, de modo de poder colgarlo en cualquier sitio. La tela de alambre tejido se sujeta al embudo de género y el frasco de alcohol se coloca en la parte inferior. Si se dispone de corriente eléctrica se aplicará calor por intermedio de una lámpara; de lo contrario, el material se secará en el aparato de arriba hacia abajo, pero en mayor tiempo que cuando se utiliza una fuente de calor.

Si se necesita realizar observaciones en gran cantidad de material se debe usar un equipo de embudos, unidos por un

soporte de madera o metal y adjuntándole a cada unidad su correspondiente lámpara eléctrica y el tubo con alcohol para recibir el material colectado. De tiempo en tiempo, se retira el tubo que contiene alcohol y se saca el material obtenido.

Pinzas

La pinza es un instrumento de gran utilidad para el entomólogo, en la caza y preparación de los insectos; su forma y tamaño varían de acuerdo con el uso y el grupo a que se destine. Las pinzas de puntas bien delgadas, suaves al tacto y livianas son muy aconsejables para quienes se dediquen a grupos tales como microlepidópteros, dípteros, etcétera (Fig. 7).

Para la preparación de insectos se aconseja usar pinzas curvas de puntas delgadas; en el pinchado y trasporte de éstos a cajas se utilizan pinzas fuertes con puntas curvas. En el comercio también se venden pinzas denominadas modelo Leonhard que son muy prácticas para la manipulación de larvas y crisálidas; en la figura se pueden observar los diferentes modelos más usados.

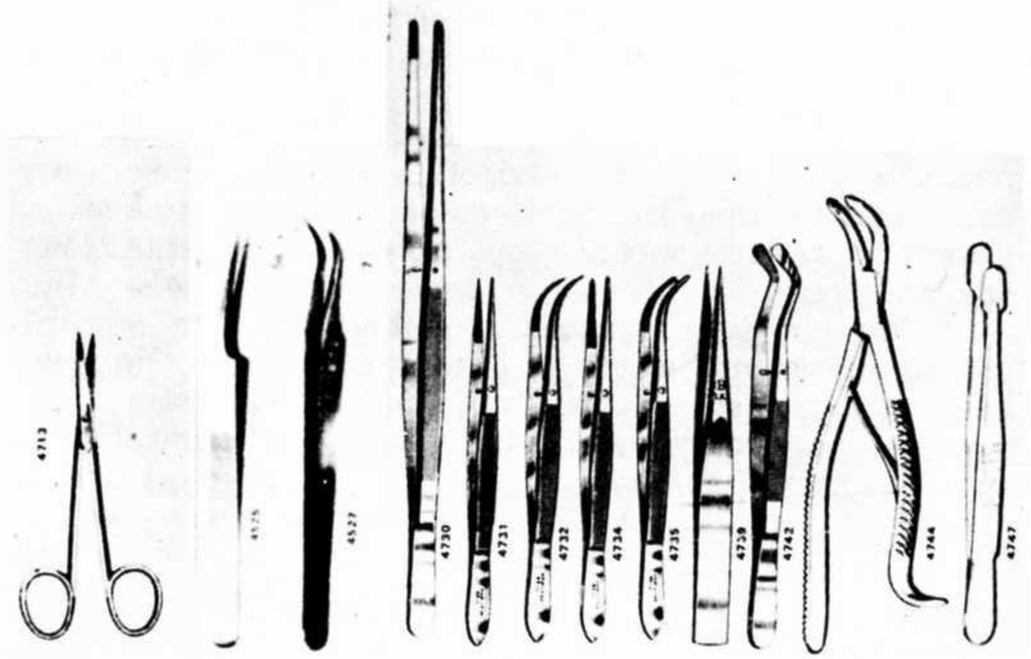

Fig. 7. Instrumental de laboratorio: tijera y pinzas para diferentes usos.

Pincel

Las pinzas tienen aplicación en el campo para recoger los insectos sin peligro de sufrir mordeduras, picaduras, contacto con pelos urticantes y también para traspasarlas del frasco de veneno a las cajas con camas de algodón.

Para la captura de insectos muy pequeños y ácaros, se utilizan pinceles de punta delgada y de pelo suave, que también sirven para la limpieza de ciertos especímenes. Se humedece la punta del pincel en alcohol u otro preparado conveniente, se toca con la cerda el ejemplar deseado que quedará adherido a ésta y luego se lo deposita en tubos apropiados con líquidos conservadores.

Agujas y cerdas

Para extender "mariposas" en los preparados para microscopia y en gran cantidad de trabajos de laboratorio, se utilizan las agujas con su correspondiente porta-agujas que se venden en los comercios especializados.

Son preferibles los porta-agujas de madera con un dispositivo especial para el cambio de las agujas.

Para el extendido de las alas de "mariposas" se utilizan también con buen éxito las cerdas aplicadas al porta-agujas. El uso de dichas cerdas es de importancia, porque facilita el trabajo y además no perjudica tanto los especímenes.

Aspirador

Es un aparato muy sencillo y de gran utilidad, para quienes se dedican a coleccionar insectos pequeños y de vuelo rápido, como dípteros, himenópteros y también "hormigas". Se compone de un cilindro de vidrio o material plástico, de un largo de 10/12 cm y un diámetro de 4 cm; ambas aberturas se encuentran tapadas con tapones de goma o corcho

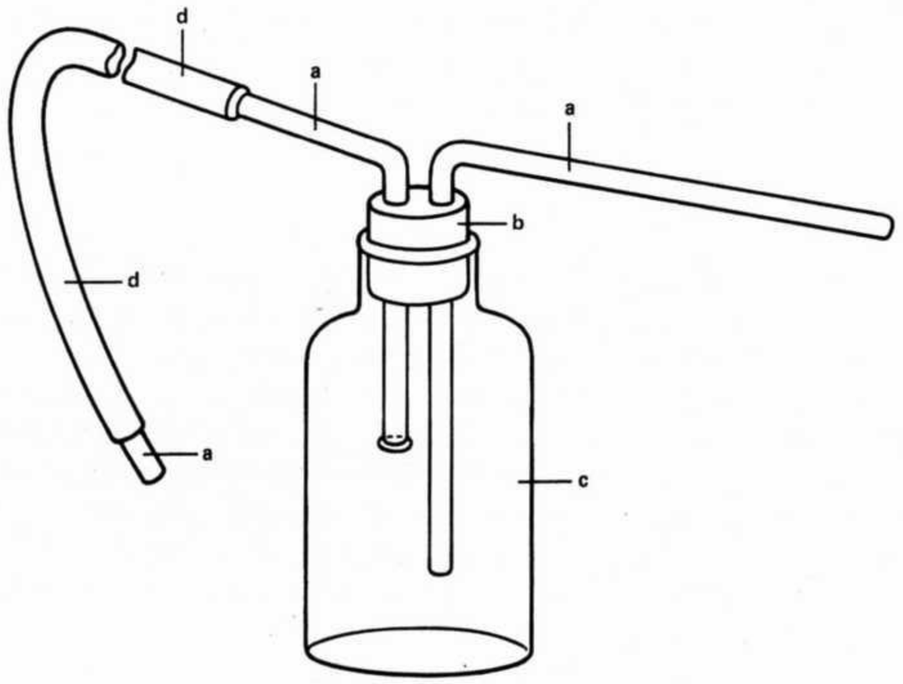

Fig. 8. Aspirador: a) tubo de vidrio, b) tapón de goma, c) frasco de vidrio, d) tubo de goma.

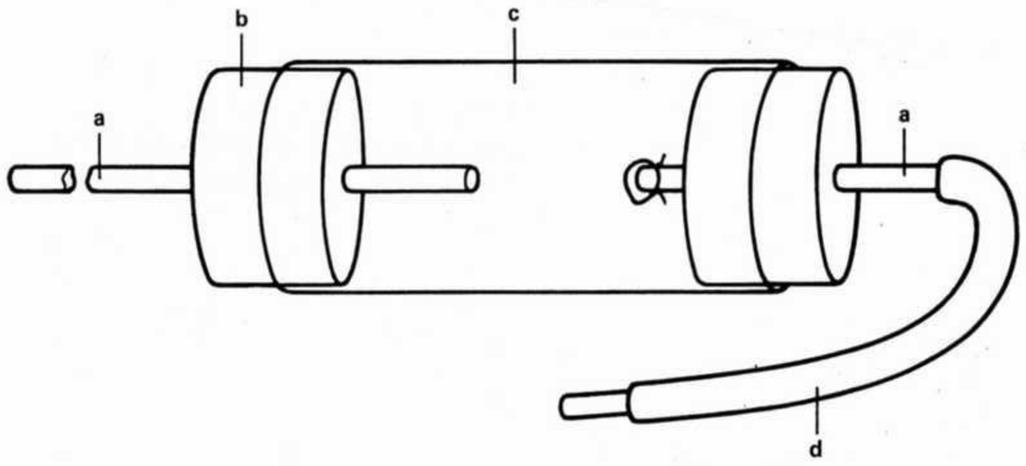

Fig. 9. Aspirador: a) tubo de vidrio, b) tapón de goma, c) cilindro de vidrio, d) tubo de goma.

perforados en sus centros, para permitir el paso de tubitos de metal o vidrio abiertos en sus extremidades. Estos tubos llevan en uno de sus extremos una cánula de goma de mayor tamaño, una de 10 cm de largo y otra de 60 a 70 cm de largo; ésta lleva en el extremo libre una boquilla de vidrio que sirve para hacer la succión. A fin de que los insectos queden dentro del aparato es necesario adaptar un pedazo de tul fino o muselina en la extremidad interna del tubo de vidrio fijado a la cánula larga, pues de lo contrario, al hacer la succión se absorberían los insectos (Figs. 8 y 9).

Para proceder a la caza de un insecto con este aparato, se coloca en la boca la boquilla adosada al extremo del tubo de goma más largo, y se aproxima al insecto todo lo posible el extremo del tubo de goma más corto. Una vez en esta posición, se aspira fuertemente con lo cual el insecto será absorbido y quedará en el interior del aspirador. Cuando se ha reunido cierto número de ejemplares dentro del aspirador, es de práctica adormecerlos; esto se consigue colocando en el tubo de goma corto un algodón humedecido por unas gotas de éter acético, o con un poco de humo de cigarrillo, en caso extremo. Una vez adormecidos los insectos, se los pasa al frasco que contiene veneno. Terminada esta operación, se recomienda limpiar el aspirador, para evitar que los restos de éter sean aspirados por el cazador.

Hay otros aspiradores cuya succión se hace mecánicamente o por medio de compresores eléctricos que se utilizan en laboratorios donde se manejan grandes cantidades de insectos, pero, para el entomólogo que sólo se dedica a formar su propia colección, tienen más aceptación los primeros por lo prácticos y económicos.

Herramientas para el campo

Pala, hacha, formón, cortaplumas o descortezador.

En las excursiones al campo para recolectar insectos, es necesario llevar consigo herramientas, dado que gran número de insectos adultos y larvas, viven en sitios resguardados, como por ejemplo, debajo de la tierra (nidos de hormigas) o debajo de piedras (ciertos escarabajos y carábidos). Los tala-

dros e ípidos habitan en las ramas, troncos de árboles y bajo la corteza.

Caja de metal, cartón y madera

Las larvas encontradas en las excursiones conviene guardarlas en cajas de lata, madera o cartón. Las cajas de lata con ventilación son aconsejables para trasportar orugas, poniendo en su interior las hojas o ramas de que se alimentan. Es preferible colocar las larvas de coleópteros y dípteros en cajas de cartón o madera.

La caja de alambre tejido con tapa y fondo de madera (Fig. 10) da muy buenos resultados cuando se realizan excursiones de caza, en busca de plagas agrícolas y material dañado.

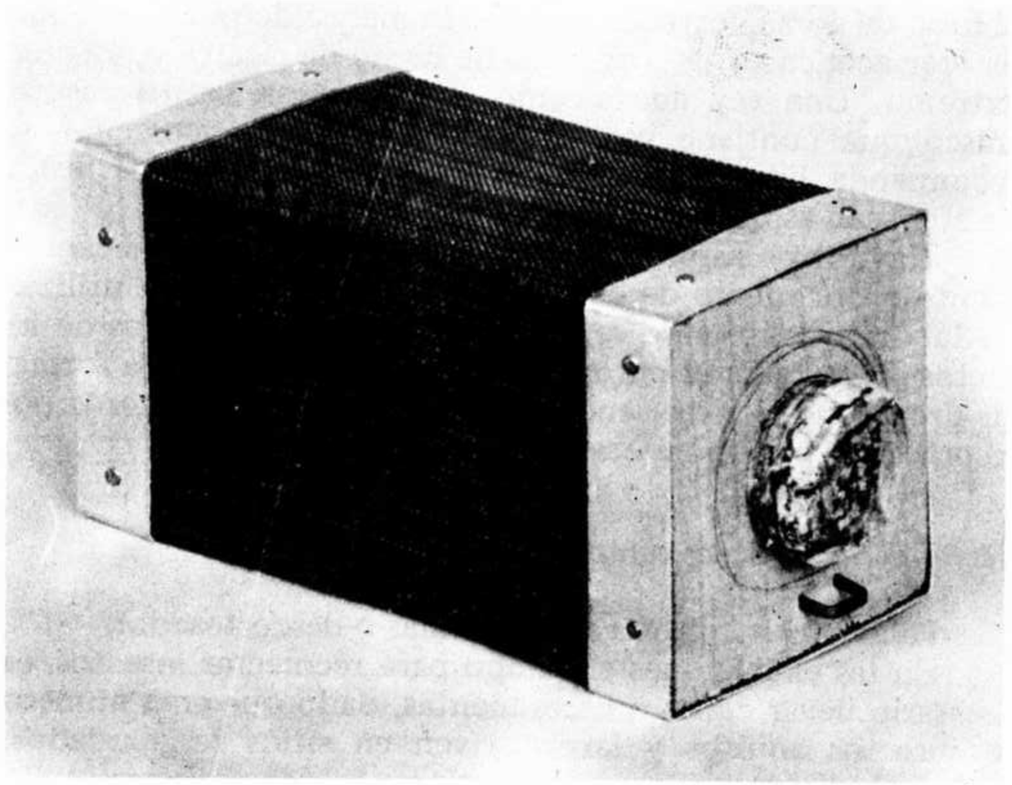

FIg. 10. Caja de alambre con tapa y fondo de madera.

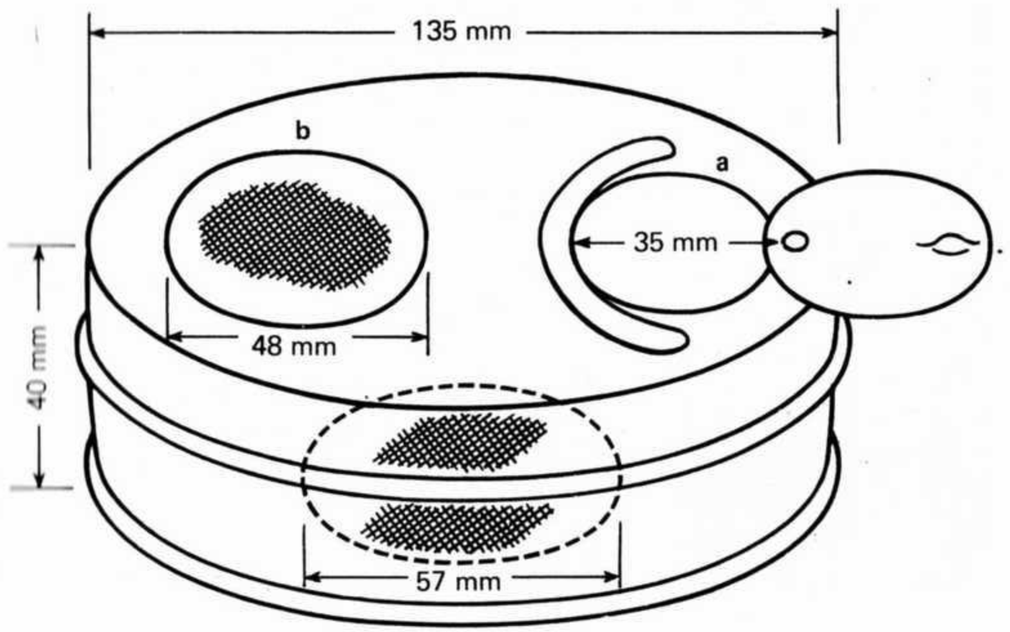

Fig. 11. Cajas de metal: a) tapa,b) respiradero con tejido de alambre.

En el comercio se venden cajas hechas especialmente para juntar larvas; son de hojalata y tienen en una de sus bases una abertura con cierre corredizo para entrada de material, en el lado opuesto otra abertura cubierta con alambre tejido (Fig. 11). Estas cajas también resultan prácticas para recoger larvas acuáticas, pero en este caso se debe colocar musgo húmedo o alguna planta acuática para que se alimenten.

Cinturón o valija

Cuando se va de cacería por el campo es necesario tener las manos libres, con el fin de atrapar algún insecto que se presente o para manejar cualquier herramienta; esto se consigue usando valijas o cinturones con papeles doblados para lepidópteros, etcétera. Para este fin se han ideado varios modelos que varían en su forma y capacidad (Fig. 12).

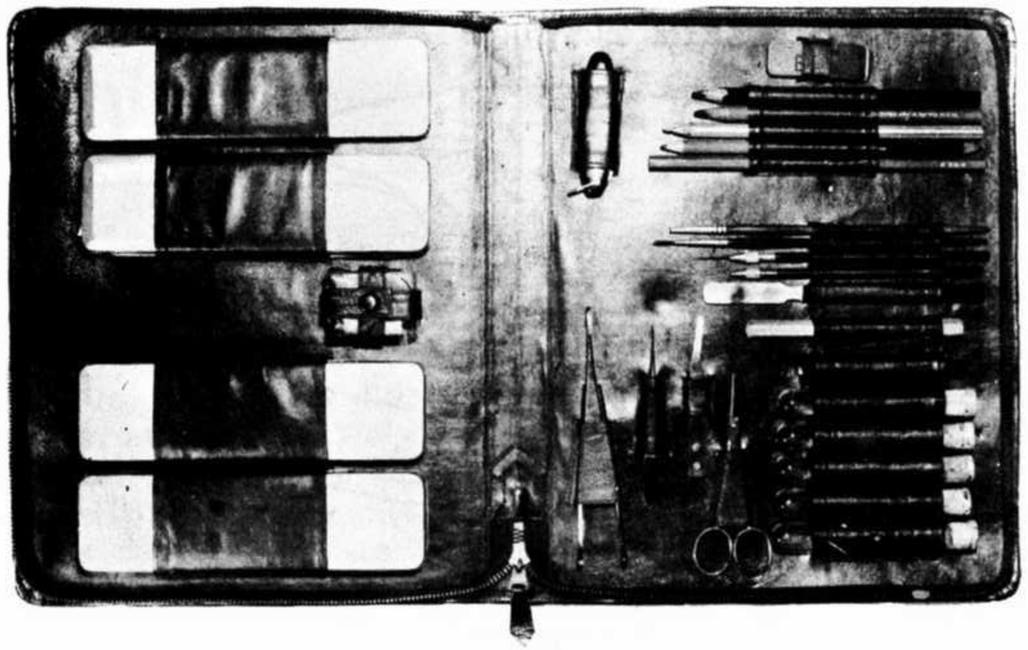

Fig. 12. Valija para instrumental entomológico.

Otros instrumentos para atrapar insectos

Además de los mencionados anteriormente pueden utilizarse otros instrumentos que vuelven este trabajo más fácil y menos molesto.

Una lupa que tenga alrededor de 10 aumentos es de gran utilidad para reconocer los insectos pequeños.

Es necesario llevar una palita para cavar y atrapar insectos que se encuentran en el suelo, en hojarasca o debajo de excrementos de animales, etcétera.

Se utilizará un hacha pequeña para levantar cortezas de árboles, buscar en troncos desintegrados o cortar ramas.

Un machete es de gran utilidad cuando se necesita abrirse paso en bosques cerrados.

Será conveniente llevar un cortaplumas fuerte o un cuchillo manual para usos imprevistos.

Un peine despiojador será de gran utilidad para conseguir parásitos externos del pelo de los animales de la fauna silvestre.

Se emplearán bolsas de celofán para guardar los animales pequeños recién muertos de modo de no dejar escapar sus ectoparásitos.

Se necesitarán vegetales o partes de ellos, herborizados, para conservar las plantas hospedadoras de insectos que se enviarán oportunamente a los especialistas para su identificación, y tapas de cartón fuerte que harán las veces de prensa. Por último no hay que olvidar llevar lápiz y un cuaderno de apuntes para anotar las observaciones realizadas en el campo, numerar las muestras, tomar nota de las plantas alimentarias, lugar, fecha, etcétera.

CAPITULO II

TRAMPAS USADAS PARA LA CAZA DE INSECTOS

AZUCARADO Y MELAZA

La característica de muchos insectos, especialmente lepidópteros, de acercarse al azúcar o mezclas azucaradas, es aprovechada por los entomólogos para cazarlos de noche. Este método resulta atractivo para el coleccionista, por los resultados imprevistos que puede tener y porque con él se recogen especies que resultarían difíciles de conseguir con otros procedimientos; con algunas especies no resulta. Con este método se obtienen muy buenos resultados, principalmente en los meses de verano y otoño. Consiste en preparar una mezcla azucarada, con la cual se embadurnan los troncos de los árboles, empalizadas y pastos, según la característica y conveniencia de la zona. Se aconseja realizar esta operación a la caída de la tarde o a la iniciación del crepúsculo matutino, dado que los insectos salen generalmente en esas horas.

Son muchas las mezclas azucaradas que se pueden utilizar. En general, cada coleccionista tiene su receta propia, pero lo importante para atraer a los insectos es conseguir una mezcla que despida olor fuerte y aplicarla según se explica más adelante.

Una mezcla sería: melaza negra y ron hervidos conjuntamente, y a los que se agrega una pequeña cantidad de levadura de cerveza. También se puede preparar con azúcar o melaza, a las cuales se les agregará cerveza o cualquier alcohol. Otro ejemplo sería azúcar y manzana, o cualquier otra fruta, mezcladas y dejadas fermentar convenientemente. El

alcohol desnaturalizado al que se le agregan unas gotas de extracto de banana o extracto de cualquier otra fruta da también buenos resultados. Pueden emplearse manzanas asadas o manzanas partidas sumergidas en melaza, las que enhebradas en un hilo y suspendidas de los árboles atraen muchos insectos. Si no se dispone de otra cosa, puede usarse jarabe muy concentrado o azúcar mezclado con vinagre.

El azucarado puede ser empleado en cualquier zona, pero en las que haya grandes bosques se obtendrán mejores resultados. En campo abierto, puede utilizarse el mismo método con buen éxito embadurnando empalizadas, postes, alambrado, arbustos, o el mismo pasto.

En las zonas montañosas debe hacerse la misma operación en las piedras o matas.

Resulta difícil pronosticar qué noches son las más apropiadas para la aplicación del azucarado, pero es preferible hacerlo en noches calurosas y húmedas, sin viento y sin luna.

La mezcla azucarada se aplica con pincel, especialmente en árboles de corteza rugosa que se encuentran en las orillas de los bosques o en los bordes de los caminos, y del lado del viento en caso de que éste soplare. La aplicación debe hacerse en franjas no mayores de 30 cm de largo por 5 cm de ancho que alternan con franjas sin azúcar, dado que muchos insectos, especialmente los lepidópteros, se posan en lugar seco y absorben la melaza de los bordes.

Otra práctica de gran utilidad es la de azucarar árboles dispuestos en círculo, de manera de simplificar la recolección. Azucarando los mismos árboles noche tras noche se aumenta el poder de atracción de la mezcla.

Es de práctica hacer varias recorridas durante la misma noche, preferentemente con una linterna o con un farol de poca luz, llevando 4 o 5 frascos de buen tamaño con veneno, pues en las noches favorables se podrá recolectar buen número de ejemplares y durante los intervalos se arreglará el material recolectado.

Las mariposas acuden hacia la melaza en distintas horas; unas lo hacen temprano, otras más tarde o, con más frecuencia, se las encuentra a la mañana siguiente.

Muchas mariposas nocturnas ingieren melaza hasta caer

al suelo repletas; en cambio, otras son tan sensibles que al menor ruido levantan vuelo.

Las mezclas azucaradas usadas por los aficionados, especialmente para coleccionar lepidópteros dan resultados satisfactorios si se las emplea de modo adecuado.

LAMPARAS

Los entomólogos que se dedican a coleccionar y estudiar lepidópteros y otros insectos nocturnos, utilizan con excelente resultado lámparas, para atraer las "polillas" y también otros insectos. Con una lámpara portátil de "sol de noche", colocada en las galerías de casas de campo, o en el bosque, se conseguirá buena cantidad de especímenes; si la lámpara se adosa a una pared blanca o se le aproxima un lienzo blanco sobre el que incidan los rayos de luz, se conseguirá atraer más cantidad. Si la caza se tiene que realizar en el campo, conviene colocar la lámpara sobre una mesa común, dado que ciertos insectos golpean repetidas veces sobre la lámpara y luego caen al suelo; otros tienen un vuelo ascendente, por lo que resulta una buena práctica colocar un lienzo oblicuo a cierta altura de la lámpara.

Si se tiene la oportunidad de realizar la cacería en casas aisladas o rodeadas de jardines, resultará muy ventajoso colocar una lámpara potente en la ventana de la habitación que se utilizará como local de trabajo, y otra en su interior. Las "polillas" serán atraídas por la lámpara y luego pasarán al interior de la habitación donde el coleccionista se encargará de atraparlas.

Con este método, lo mismo que con el azucarado, conviene disponer de varios frascos de veneno de boca ancha, y de un frasco de mayor tamaño que sirva para depósito de los ejemplares.

Para coleópteros, hemípteros, ortópteros, etc., que son más resistentes, podrán usarse frascos que contengan algodón embebido en ácido isopropílico.

Si el insecto que se desea atrapar fuese una "mariposa" debe aprovecharse el momento en que se posa sobre la pantalla, pared o mesa; se coloca entonces la boca del frasco sobre

ella de modo que quede presa en su interior. Resulta difícil decidir qué noches son las más propicias para la caza de insectos, pero la experiencia indica que en general las noches sin luna, de atmósfera pesada, nubladas y calurosas, son las que más prometen. En cambio, las noches con luna, frescas o con neblina baja, o lluviosas, resultan inadecuadas.

Cuando en las primeras horas nocturnas gran número de jejenes son atraídos por la luz, esto constituye otro indicio de que la noche es propicia para la caza. Entre los lepidópteros, los primeros en revolotear alrededor de la lámpara son los geométridos, siguiéndoles los demás indistintamente. Para este hemisferio, los meses más apropiados son de noviembre a febrero, y las horas más adecuadas entre las 23 y las 2.

CEBOS Y CARNADAS

Además de las mezclas azucaradas y las lámparas, existen otros métodos para atraer los insectos durante la noche, pues hay trampas de diferentes usos que permiten capturar los insectos sin dañarlos.

Las más primitivas consisten en amontonar ramas, trozos de cortezas, piedras, paja, etc., en lugares apropiados (tales como bosques, orillas de caminos y de arroyos y campos cultivados). Los insectos se resguardan allí durante las estaciones de otoño e invierno y se logra así su concentración.

A los adultos de escarabajos del *excremento* de vaca y caballo (Scarabaeidae), los atrae el amoníaco y el CqHqN del excremento, donde las hembras grávidas buscan sitios para depositar sus huevos. Los lepidópteros diurnos son atraídos por excremento de monos y otros animales salvajes. Las *Drosophila* spp se alimentan y depositan sus huevos en la fruta en fermentación. Muchos insectos parásitos (himenópteros, dípteros) depositan sus huevos en sus huéspedes o en lugares donde éstos habitan. La mayoría de los lepidópteros, muchos escarabajos, chinches y dípteros fitófagos, depositan sus huevos en las plantas que les sirven de alimento, más aún en aquellos órganos del vegetal de los que se nutrirán las larvas al nacer (brotes, hojas, frutos, etcétera). Para muchos insectos acuáticos en sus estados inmaturos, el agua en su fase

de vapor puede ser un importante estímulo atrayente para la hembra grávida.

Las flores de *Arum maculatum* L y *Stapelia* spp tienen olor de carne putrefacta y son polinizadas por moscas de la carne. Estos datos pueden orientar al entomólogo que busca dichos insectos.

Además de los métodos sencillos y prácticos enumerados, existen trampas de diferentes formas que se encuentran publicadas en revistas especializadas. Las más sencillas consisten en hundir latas de tamaño mediano, dispuestas de forma que sus bocas se encuentren al nivel del suelo; dentro de ellas se colocan ratones muertos, manzanas en estado de putrefacción, melazas, o cualquier otro cebo. También se puede utilizar un embudo terminado en la parte inferior por un frasco de cianuro de potasio, que se introduce en la tierra hasta el nivel del suelo (Figs. 13 y 14).

TRAMPAS DE AGUA TIPO MOERICKE

Es una forma accesible y a la vez económica, y de fácil uso para estudios de fluctuación de poblaciones de pulgones alados.

Deben ser de color amarillo brillante, amarillo anaranjado y verde limón.

Las colocadas sobre suelo desprovisto de vegetación atraen más cantidad de ejemplares que las colocadas en el suelo con vegetación a su alrededor.

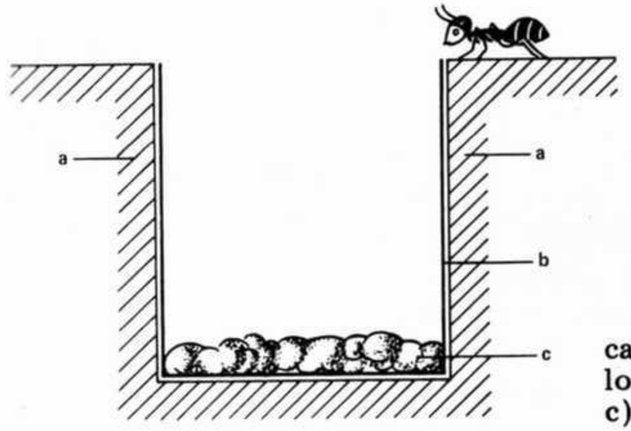

Fig. 13. Trampa para cazar insectos: a) suelo, b) recipiente de lata, c) carnada.

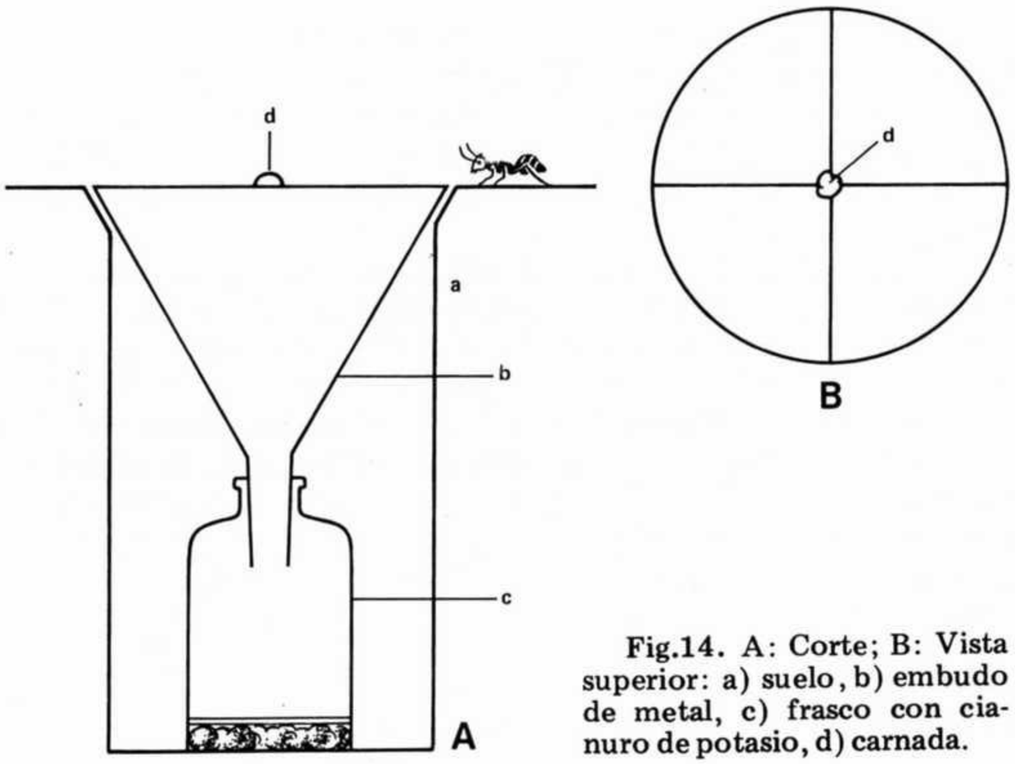

Fig.14. A: Corte; B: Vista superior: a) suelo, b) embudo de metal, c) frasco con cianuro de potasio, d) carnada.

Pueden ser de forma rectangular o circular; las primeras pueden ser de 49,5 × 33 × 7,5 cm o 65,5 × 49 × 5 cm, y las segundas de 30,4 cm de diámetro con líquidos conservadores.

TRAMPA MALAISE

Las trampas Malaise tienen la característica de cazar insectos de diversos órdenes, y por los altos rendimientos que se obtienen favorecen el conocimiento de la entomofauna de las diversas regiones de América. El entomólogo especializado, en sus trabajos de campo suele cazar los grupos que son de su especialidad, descartando muchas veces una parte importante de material entomológico de valor.

Si se tiene en cuenta que en gran parte de América latina aún queda mucho que hacer para lograr un conocimiento integral de su fauna, este tipo de trampa desempeña un papel importante y preponderante para lograr dicho objetivo.

La trampa Malaise no requiere cebos ni atrayentes y basa sus posibilidades de captura en la característica de los insectos voladores de desplazarse hacia la parte superior cuando se encuentran atrapados. Tiene la forma de una carpa de campo, sus paredes y techo son de tul de nailon blanco, y en su interior tiene paredes dispuestas en cruz, formando cuatro compartimentos que desembocan en uno donde se atrapan los insectos. La trampa posee un parante de duraluminio y cuatro tirantes de cuerda, que van del extremo superior a la superficie del suelo, donde se sujeta en forma tirante a la vegetación del lugar o con clavos de metal o estacas clavadas en el suelo (Figs. 15 y 16).

En el anillo de duraluminio va insertado un depósito de material plástico que tiene en su parte superior un embudo invertido, por cuya abertura penetran los insectos; a continuación se ajusta un recipiente con veneno.

Este aparato de caza resulta muy adecuado para la captura de insectos voladores tales como dípteros, lepidópteros, himenópteros, neurópteros, trichópteros, ciertos grupos de homópteros y, en menor número, de coleópteros y hemípteros. Puede emplearse en diversos ambientes, tanto en lugares silvestres como cultivados.

Esta trampa tiene sobre otras la ventaja de cazar abundante e importante microfauna, y su aplicación ha de permitir un mayor conocimiento de los diferentes grupos de insectos de las zonas de estudio.

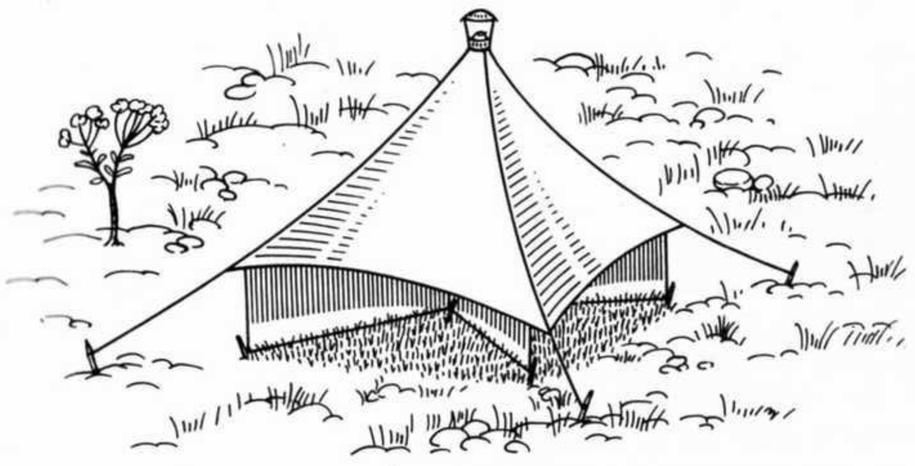

Fig. 15. Trampa Malaise (N. Hichn O, 1968)

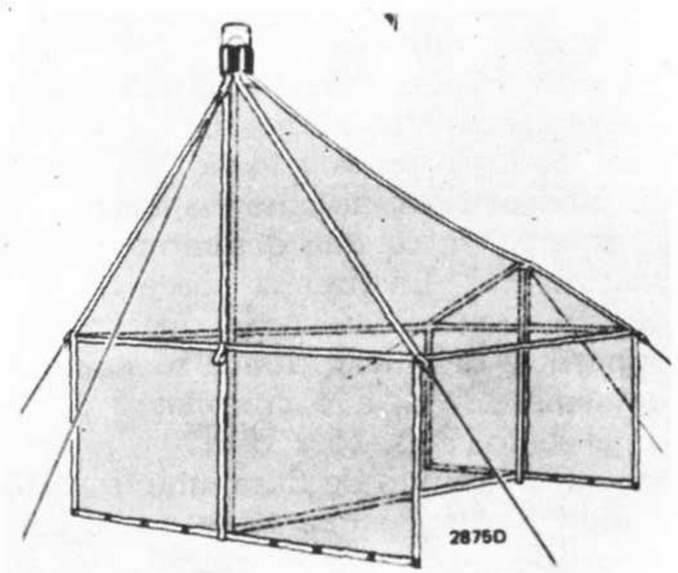

Fig. 16. Trampa Malaise (Bio Quip, 2875 D).

TRAMPAS PARA INSECTOS POR SUCCION

Estas trampas se usan preferentemente para detectar el movimiento de insectos y, de este modo, establecer las épocas de aparición y sus movimientos migratorios.

Con la instalación de una red experimental constituida por un cierto número de trampas por succión (por ejemplo, doce), cuya captura diaria sea identificada por taxónomos, será posible predecir qué especie de insecto se encuentra en el aire por la cantidad de individuos capturados por trampa y por hora; se podrá proporcionar así un informe diario a los agricultores para efectuar los tratamientos precisos en los momentos de mayor eficacia y conveniencia.

La trampa que ofrece Burkard Manufacturing Company Ltd. es la modificación del último modelo de la del Dr. Williams, con los cambios introducidos en ella por el Dr. Johnson-Taylor, de Rothamsted, en sus modelos VI-9 y VI-12 (Fig. 17). Representa una unidad valiosa para conseguir muestras de poblaciones de insectos voladores, tan eficaz en el interior como en el campo. Puede ser usada con vientos veloces y con otros factores meteorológicos adversos, y es importante para el estudio de la periodicidad de vuelo y para determinados estudios. La trampa es fácil de limpiar y práctica para ser montada nuevamente en futuras operaciones de caza. Posee un ventilador regulable con la intensidad del viento, con tres velocidades. Tiene soporte metálico ajustable para mantener una correcta altura sobre el nivel del suelo; los insectos son aspirados al interior del aparato, y la operación total es automática y eléctricamente controlada. Este dispositivo es de fácil empleo y puede ser manejado por personal no calificado.

Existen otras trampas por succión modelo AS-ESALQ de fácil manejo, que se pueden observar en las figuras (Figs. 18, 19 y 20).

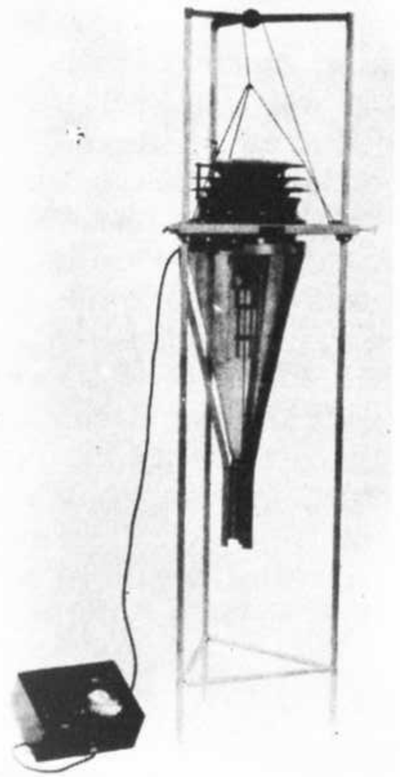

Fig.17. Trampa Johnson Taylor VI-9 y VI-12. Atrapa los insectos por succión.

Fig. 18. Trampa por succión estacionaria. Modelo AS-ESALQ.

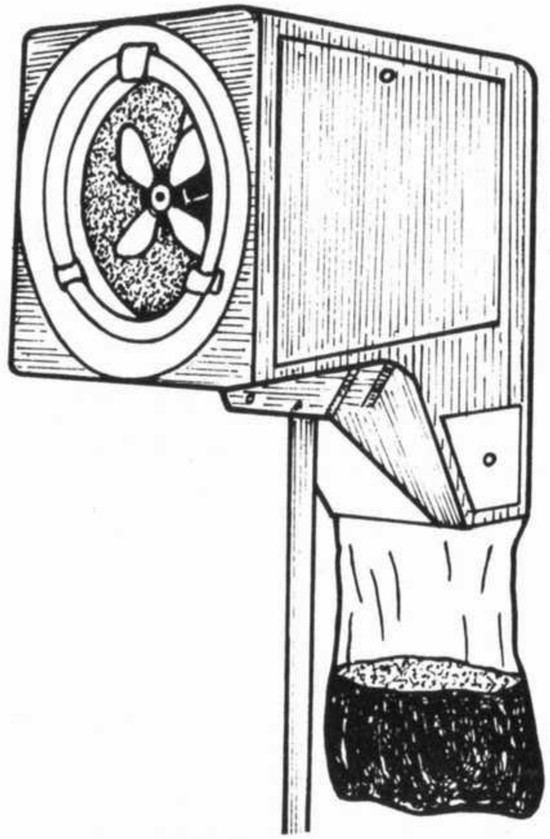

Fig. 20. Trampa de insectos tipo succión con luz negra (G.E. 1977).

Fig. 19. Trampa de succión portátil. Modelo AS-ESALQ.

LA LUZ Y LAS TRAMPAS DE LUZ PARA LA CAZA DE INSECTOS

El sentido de la vista pone al individuo en contacto con el medio exterior, dándole las sensaciones de forma, color y distancia de los objetos que lo rodean.

Se puede definir la luz como una forma de "energía radiante", capaz de producir la sensación visual. A su vez la "energía radiante" se trasmite a través del espacio por medio de ondas electromagnéticas. Las distintas formas de energía están representadas por el espectro electromagnético continuo que se observa en la figura (Figs. 22 y 23).

Todas estas radiaciones son de similar naturaleza y atraviesan el espacio a una velocidad de 300.000 km/seg.

Se diferencian entre sí solamente por su "longitud de onda", como puede verse en el espectro electromagnético, que varía desde los rayos cósmicos (10^{-5} nm) hasta energía eléctrica (10^{15} nm).

La luz o radiación visible representa una pequeñísima fracción del espectro electromagnético y, como se observa en la Fig. 21, abarca desde el azul (380 nm) hasta el rojo (760 nm).

En lo que se refiere a la atracción y caza de insectos, la radiación abarca desde la zona ultravioleta (250 nm) hasta la infrarroja (800 nm).

A lo largo del tiempo se emplearon distintas fuentes de luz para la observación y atracción de insectos. El fuego abierto fue posiblemente la primera, luego siguieron la vela, las lámparas con filamentos de acetileno, linternas de gasolina y las lámparas con filamentos de carbón, de tungsteno y por último las lámparas de descarga gaseosa.

Las primeras fuentes de luz conocidas, como el fuego, la vela, la lámpara de querosene y la linterna, dan un débil color amarillo; la lámpara eléctrica incandescente con filamento de carbón produce también color amarillo, pero de mayor intensidad luminosa. Ciertas lámparas de gasolina y de acetileno, proveen luz ligeramente blanca con mucho menos amarillo y más azul y violeta.

El espectro electromagnético es continuo y las radiaciones antes mencionadas se superponen, por lo que se las puede representar como se indica en el diagrama (Fig. 21).

La longitud de onda está dada en nanómetros (10^{-9} nm) (Figs. 22 y 23).

Luz: dentro del espectro electromagnético lo que se llama luz es la energía radiante valuada en términos de su capacidad para producir la sensación luminosa (Fig. 22). Ampliando esta parte del espectro, se obtiene la representación del diagrama (Fig. 23). Como se verá más adelante, el ojo humano es sensible a longitudes de onda comprendidas entre 380 y 760 nm, que es la parte del espectro que llamamos luz. El color de la luz está determinado por la longitud de onda; por ejemplo, violeta, 380-450 nm.

También las lámparas de filamento de tungsteno proveen luz blanca,y con bulbos especiales generan una limitada cantidad de ultravioleta. Las lámparas de descarga a gas de mercurio y argón son las fuentes más empleadas actualmente para estudios de atracción de insectos. El empleo de lámparas de distinto color de emisión, de diferente longitud de onda,

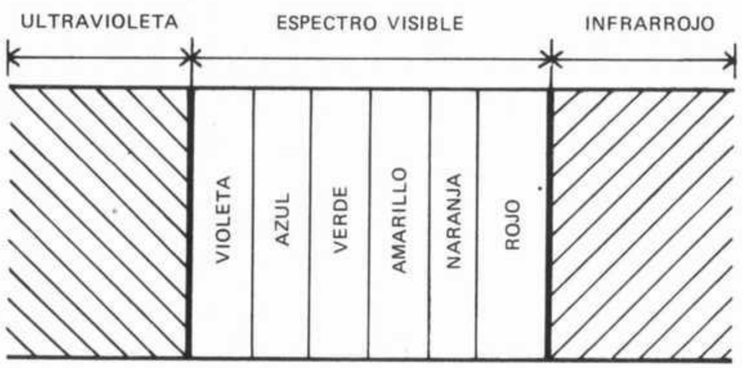

Fig. 21. Zona del espectro visible por el hombre.

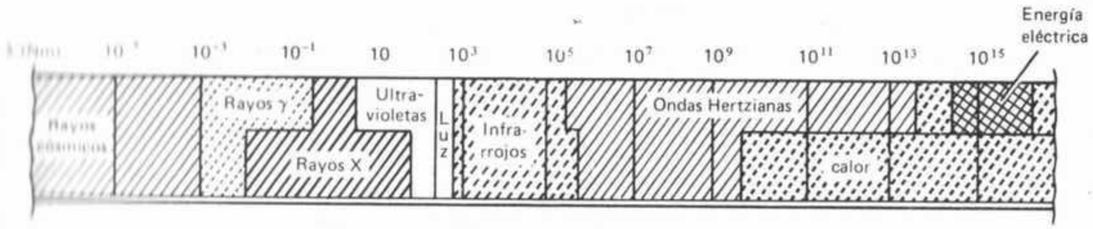

Fig. 22. Espectro electromagnético.

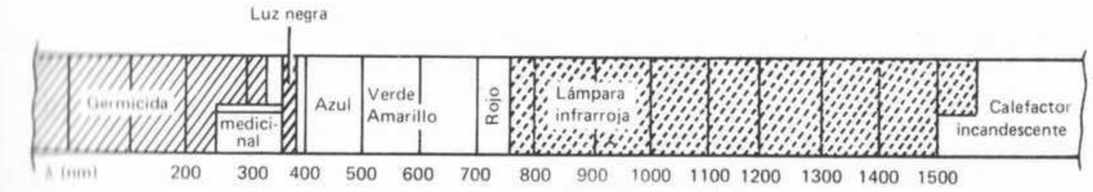

Fig. 23. Espectro electromagnético, aumentada la zona visible.

está vinculado con la sensibilidad de los ojos de los insectos que varía en las distintas especies.

En el caso de insectos nocturnos, la mayoría son particularmente sensibles a la zona cercana al ultravioleta y al azul, por lo que el empleo de lámparas fluorescentes se hace necesario. Las lámparas fluorescentes (de descarga gaseosa con vapor de mercurio a baja presión) generan una radiación ultravioleta con una longitud de onda aproximada de 254 nm. Los bulbos y tubos de dichas lámparas están cubiertos internamente con una capa de fósforo; la radiación ultravioleta, al incidir sobre ella, se trasforma en una radiación luminosa de una longitud de onda mayor (380 nm).

La conocida "luz negra" se está empleando con mayor frecuencia en el control de insectos. Estas lámparas producen una radiación (con una longitud de onda entre 320 y 380 nm) que, mediante una cubierta especial de un tipo de fósforo, puede trasformarse en fluorescente muy azul. Esta por medio de filtros especiales, que sólo permiten el paso de la radiación ultravioleta, resulta prácticamente invisible al ojo humano. Las lámparas de luz negra son muy usadas en distintos tipos de trampas para insectos. Algunas emplean una combinación de una o más lámparas o tubos fluorescentes para atraer insectos y matarlos por medio de una malla

electrificada o, por algún procedimiento adecuado, recogerlos vivos para su identificación y posterior clasificación.

El desarrollo, en los últimos años, de nuevos tipos de lámparas, ha estimulado el interés en el posible uso de trampas de luz para los estudios de atracción de insectos. Las lámparas que contienen argón o vapores de mercurio, han sido de particular interés, porque irradian una porción considerable de su energía en la región cercana al ultravioleta o luz negra del espectro. Los investigadores que han tratado este tema, han establecido con certeza que los insectos fototrópicos responden más rápidamente a longitudes cercanas a las regiones ultravioleta y azul violeta que a las verdes, amarillas y rojo naranja.

La lámpara "Argon glow" ha sido de considerable valor para la atracción de ciertas "polillas". Esta lámpara consiste en una mezcla de gases e irradia principalmente en las regiones azul, violeta y en la región ultravioleta cercana al espectro visible.

Antes de que Edison inventara en 1879 la lámpara eléctrica incandescente con filamento de carbón, se describieron trampas de luz para la atracción de insectos que empleaban otras fuentes luminosas.

Las primeras trampas de caza de insectos con lámparas eléctricas aparecieron en el siglo XX y emplearon lámparas con filamento de tungsteno; a ellas les sucedieron otros tipos. Las trampas proyectadas han tenido diferentes propósitos: estudio de emergencia, abundancia de adultos, control de insectos de valor económico. También se las ha empleado para el reconocimiento de material destinado al coleccionista.

Las trampas de uso casero consisten en: un soporte para la lámpara, techo de la trampa, abertura de acceso del material entomológico, un ambiente colector, otros accesorios y recipiente para matar los insectos (Fig. 24).

Las lámparas eléctricas se utilizan ahora por lo general con un atrayente, pero la selección de lámparas específicas, según la especie, plaga, todavía requiere amplios ensayos. El poder de atraer ciertos insectos varía según la longitud de onda y la intensidad de la radiación emitida.

Las trampas de luz deberán adaptarse también a los diferentes hábitos de vuelo de los diversos grupos de insectos.

Así se han proyectado trampas para insectos de vuelo fuerte (por ejemplo los lepidópteros esfíngidos), que además de destrozar las especies delicadas podrían estropear los artefactos de la trampa. También se han ideado trampas para atraer insectos específicos, por ejemplo la trampa para cazar mosquitos, la trampa para la caza de los lepidópteros ("lagarta rosada", la "polilla del brote del duraznero", "taladro de la caña del máíz", etcétera).

La mayoría de estas trampas tienen espacio de malla de 3/8 de pulgada (0,956 cm), con voltaje de 3.500 a 4.500 voltios.

Los insectos en general pueden ser atraídos por la luz visible inducida; por el contrario, otros se alejan de ella en determinadas circunstancias. En algunos casos esto depende del comportamiento del insecto, y otras veces del tipo de luz empleada. También se tiene que considerar la posición filogenética de una especie y la tendencia de sus componentes a responder a la luz inducida en forma positiva o negativa. Por

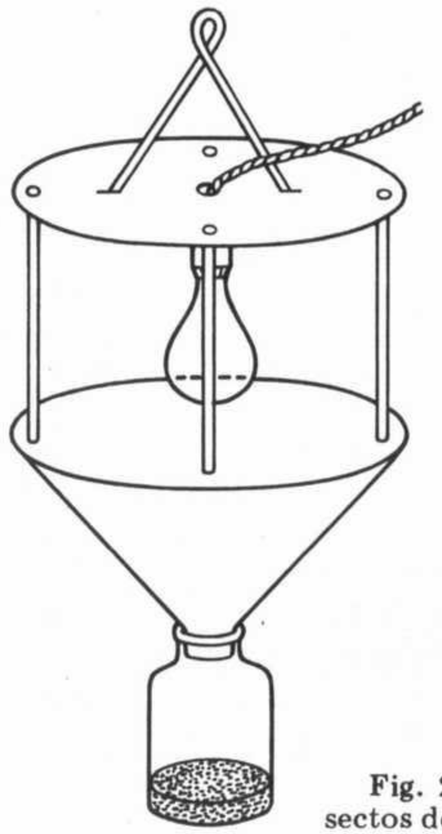

Fig. 24. Trampa para caza de insectos de fabricación casera.

ejemplo, los Ordenes Isoptera, Mecoptera, Dermaptera, Psocoptera, Thysanoptera y Siphonaptera poseen un gran porcentaje de especies que no son positivamente fotosensitivas (Oman 1962).

El mayor volumen de insectos que acuden a la luz inducida pertenecen a las Ordenes Coleoptera, Lepidoptera, Trichoptera, Diptera, Orthoptera, Neuroptera, Hymenoptera y Homoptera (fam. Cicadellidae). Por lo general las especies que tienen vida diurna son poco atraídas por la luz y por el contrario las que llevan una vida nocturna, o que realizan sus funciones esenciales de noche (acoplamiento, desove, alimentación, etc.), son las más atraídas por la luz, tales como Noctuidae, Geometridae, Arctiidae, Notodontidae, Sphingidae, Pyralídae, Gelechiidae, Tortricidae.

Los adultos de muchos de los lepidópteros que son plagas agrícolas como el "barreno de la caña del maíz", "gusano de la pera y manzano", "mariposita europea del brote del pino", "gusano del duraznero", "orugas cortadoras", "orugas militares", etc., son fotopositivos, y las mariposas diurnas como Pieridae, Nymphalidae, Papilionidae, etc., no son atraídas por la luz. Otras responden solamente a ciertas longitudes de onda.

Entre los coleópteros, algunas familias como Scarabaeidae y Staphylinidae, tienen muchos representantes que son atraídos por la luz; entre los hemípteros, ocurre lo propio con los Lygaeidae, Miridae, Corixidae y muchas especies acuáticas; entre los dípteros hay muchas especies fototrópicamente positivas entre los Nematocera, particularmente, Chironomidae, Ceratopogonidae y Culicidae y entre los Brachycera, los miembros de la familia Pyrogotidae y Tachinidae.

Las trampas de luz que comenzaron a utilizarse a principio de siglo (Busck 1917) eran de construcción muy primitiva y empleaban lámparas de carburo. Sólo a principios del siglo XX se construyeron trampas con lámparas eléctricas con energía radiante cercana al ultravioleta y la región visible del espectro electromagnético. De este modo se consiguió atraer mayor cantidad de individuos y especies de insectos, favoreciendo así el reconocimiento y el estudio de especies de importancia económica.

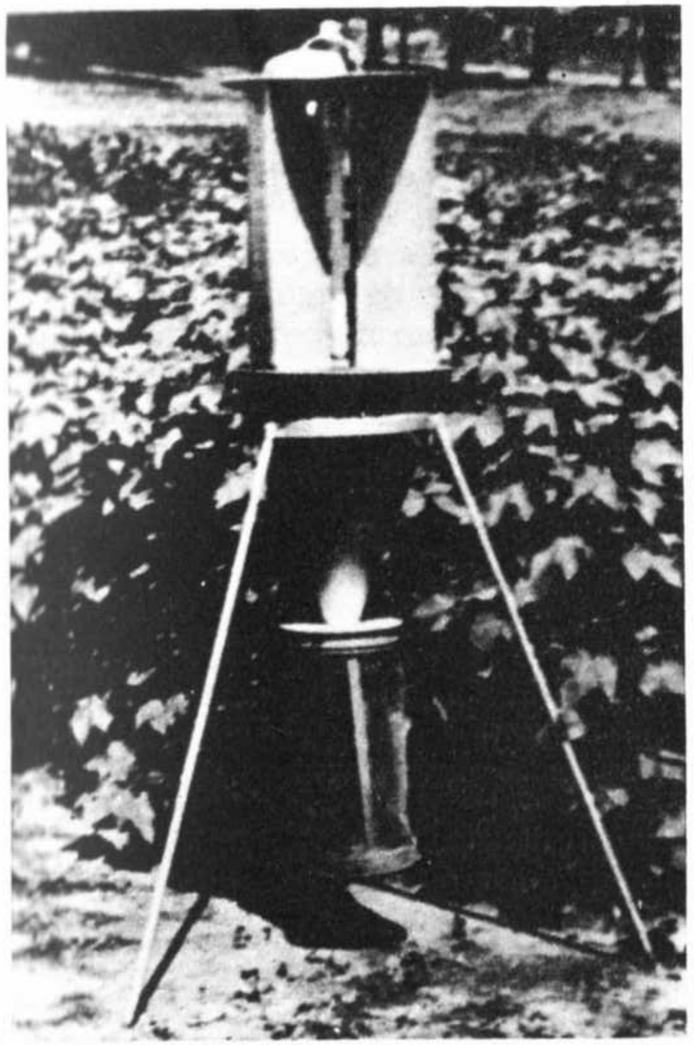

Fig. 25. Trampas con empleo de la luz como atrayente para los insectos. Modelo AS-ESALQ.

Las lámparas de luz resultan un valioso aporte para la caza de insectos nocturnos y crepusculares y tienen un uso importante para los estudios sobre dinámica de población, para detectar insectos plagas, predecir infestaciones y formar colecciones faunísticas con propósitos taxonómicos.

Los insectos diurnos rara vez son atrapados en las trampas de luz, por ejemplo los lepidópteros de las familias Pieridae, Nymphalidae, Lycaenidae, etcétera.

Es común que las hembras de lepidópteros caigan en menor cantidad que los machos por causa de su mayor peso antes de depositar los huevos. Ciertas especies rara vez pueden ser vistas o colectadas sin el uso de la trampa de luz.

También se debe tener en cuenta que ciertas especies son atraídas por la luz de determinada longitud de onda, y por último otras lo son a diferentes horas de la noche.

El entomólogo cuyo propósito principal es recoger especies para la formación de colecciones, usa generalmente la lámpara fluorescente de luz negra de 15 Watt, pero debe tenerse en cuenta que ciertas especies son más atraídas por determinado tipo de luz. La lámpara de argón es más selectiva, pues permite la atracción de gran número de microlepidópteros y menor número de coleópteros y ortópteros. Por este motivo, se aconseja disponer de diferentes tipos de lámparas para abarcar un amplio campo del espectro.

Estas trampas tienen sus ventajas, dado que el entomólogo que debe atender otras ocupaciones y necesita horas de descanso, puede dejar durante toda la noche la trampa fun-

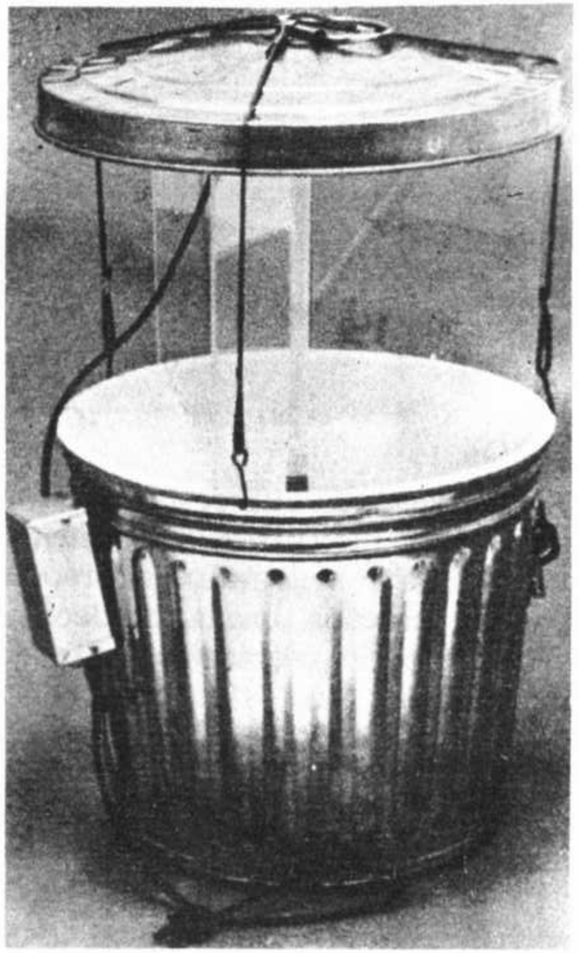

Fig. 26. Trampa luz universal. (Modelo Bio Quip).

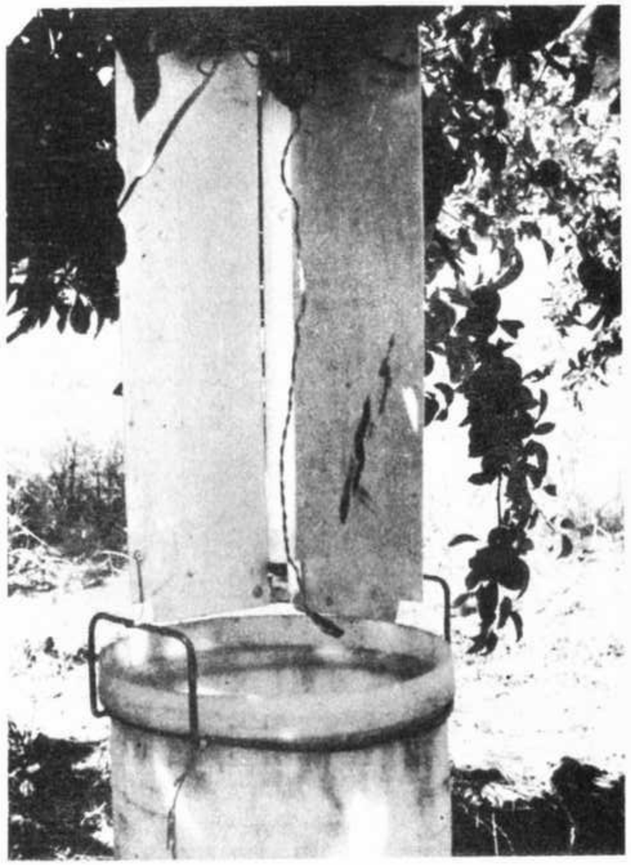

Fig. 27. Trampa de luz ultravioleta (UVL) A. Silveira Guido.

cionando y ésta llenará automáticamente su cometido. Como se ha dicho antes, las horas más avanzadas de la noche son las más convenientes para la captura, y deben aprovecharse porque los insectos están entonces activos. De lo contrario se atrapará menor cantidad.

Los inconvenientes principales de este método consisten en que los especímenes se deterioran, especialmente en las noches en que afluyen gran cantidad y además, porque gran número de éstos revolotean alrededor de la trampa y huyen posteriormente (Figs. 25, 26 y 27).

Las trampas de luz proyectadas para la caza de insectos, pueden ser agrupadas en tres tipos: malla eléctrica, succión y mecánica.

Las trampas de luz con malla eléctrica (Fig. 28)

Son comúnmente chatas o cilíndricas, rodeadas por la

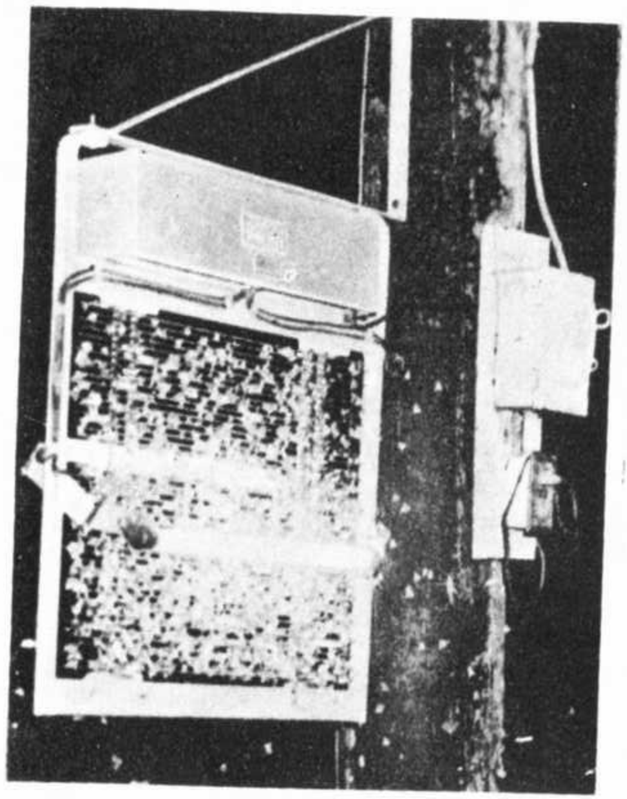

Fig. 28. Trampas para caza de insectos con rejilla eléctrica con dos lámparas BL de 15 Watts.

malla eléctrica, o también en forma de linterna. Las trampas de tipo chato son usadas con lámparas de luz negra que oficia de atrayente. Estos tipos de lámparas no han dado buenos resultados en los ensayos realizados a campo, debido principalmente a los inconvenientes que presentan las mallas con insectos de vuelo pesado, por ejemplo *Helicovorpa zea* en cultivos de maíz, lino y algodón y también el "taladro europeo de la caña del maíz" *Ostrinia nubilalis* y con ciertas especies de esfíngidos (Fig. 28).

CAPITULO IV

METODO DE CAZA

Los insectos se pueden encontrar en todas las partes imaginables, en los bosques, cultivos, agua, praderas, montañas, en materias en descomposición, en nidos de otros insectos, en las casas y alimentos, en el cuerpo humano y en el de los animales, en zonas de clima frío o caluroso.

Con el fin de obtener los mejores resultados en la caza de insectos, es indispensable conocer los hábitos de éstos, y además hacer excursiones a distintos lugares y en épocas diferentes.

Una colección de insectos, para que sea provechosa, es necesario que esté acompañada de los principales datos biológicos del ejemplar, fecha de captura, planta o producto que ataca, localidad donde fue hallado y cualquier otro dato útil, por ello, aunque resulte más trabajoso, es de gran utilidad cazar los insectos en estado larval. También deben observarse los daños que ocasionan y la intensidad de éstos; la planta que atacan y la parte de ésta a la que perjudican. En la casa o el laboratorio se procederá a la cría y se observará el desarrollo y época en que aparecen los adultos. En muchos casos, durante la cría de las larvas se tendrá oportunidad de conocer los enemigos naturales. De este modo será más fácil encontrar el camino más eficaz para combatirlos.

Todo el año es época apropiada para la caza de los insectos, pero en los meses de calor, con el resurgimiento de la vegetación, la aparición de éstos es mucho mayor. También en invierno se encuentran insectos adultos, especialmente "chinches" y "cascarudos", resguardados en la hojarasca y otros escondrijos.

Para el principiante, los primeros pasos serán un poco difíciles, pero el tiempo será el mejor consejero. Un cazador experimentado encontrará especímenes donde otros menos avezados nunca han sospechado encontrarlos.

Con el fin de orientar al principiante en la búsqueda de insectos, se indicarán a continuación los lugares donde se los encuentra con preferencia.

En las flores

Si se observan los insectos en general, se verá que las flores son uno de sus principales atractivos; las "mariposas" las frecuentan con el fin de libar su néctar, lo mismo que las "abejas"; muchos dípteros también las prefieren, y los himenópteros acuden a ellas, porque allí encuentran su alimento o sus presas.

Se puede dar caza a las "mariposas" con la red de tul común, explicada anteriormente y a las "moscas" e himenópteros con una red de tul liviana y de pequeño tamaño, o con el aspirador.

Cuando se colecciona sobre flores, puede procederse en forma rápida y sencilla, empleando solamente el frasco de veneno. Este se aproxima a la flor donde se encuentra el insecto y, con el corcho en la otra mano, se acciona en forma tal que el insecto caiga dentro del frasco, el cual se tapa rápidamente. Según la planta sobre la que se debe actuar se puede cambiar, en parte, el procedimiento. Cuando se trata de flores de ciertas leguminosas, en las que los insectos polinizadores se introducen dentro de la flor, es aconsejable guardar las flores con el insecto dentro del frasco pero, si se trata de flores grandes, es conveniente romperlas y extraer los insectos que están en su interior.

En semillas

Un grupo de insectos vive y se desarrolla en el interior de semillas. Dentro de la familia de los Bruchidae muchos se alimentan de semillas de leguminosas, siendo algunas especies verdaderas plagas agrícolas. Su presencia puede comprobarse fácilmente por el orificio que provocan al salir como adultos.

Otros, cuyo estado larval trascurre en las semillas, son ciertas moscas y también microlepidópteros. Es importante que el cazador guarde las semillas y vainas para luego determinarlas y relacionarlas con el insecto que causa esos daños.

Si se encuentran vainas atacadas, se las debe coleccionar y guardar en jaulas de cría hasta que aparezcan los adultos.

En raíces

En la tierra que rodea la parte radicular de los vegetales y también en la tierra suelta, se puede hallar buen número de insectos en estado larval, ninfal y adulto.

Los más comunes pertenecen a los coleópteros, hemípteros, dípteros y lepidópteros. En zonas áridas y ventosas con vegetación achaparrada se resguardan debajo de las plantas, insectos de varios grupos. Para hallarlos es necesario descalzar las plantas en observación y extraer el material deseado, y colocarlo en bolsas de papel fuerte y llevarlo al laboratorio para su estudio.

Taladros de la madera

Gran número de insectos ataca la madera; unos lo hacen en la parte leñosa aérea (tales como troncos, ramas, corteza) y otros, ipogeos, atacan la raíz de las plantas leñosas y semileñosas.

La mayor parte de los xilófagos, que son aquellos que se han instalado en los tejidos leñosos de los vegetales, pertenecen al orden de los coleópteros, y les siguen en importancia los himenópteros, lepidópteros y los isópteros.

Los *coleópteros* poseen un gran número de familias xilófagas con muchas especies tales como los Scolitidae, Buprestidae, Cerambicidae, Bostrichidae, Platidopidae, y otras con menos representantes, como los Curculionidae, Anobiidae, Ptinidae, Anthribidae y Lucanidae. Además existe un grupo de insectos xilófagos corticícolas, que incluye especies saprófagas, micófagas y predatoras, como Cucujidae, Carabidae, Stafilinidae, Rizofagidae, Tenebrionidae, Micetofagidae, etcétera.

Los coleópteros xilófagos que son los primeros en atacar

al leño, se encuentran en abundancia entre los Scolitidae, Buprestidae y Cerambicidae.

Las larvas de algunos bupréstidos viven en las raíces o en las ramas secas de plantas herbáceas. Entre los Cerambicidae se encuentran especies con larvas subcortícolas y que también atacan al leño. Algunas de sus especies son muy perjudiciales a los frutales. Los Scolitidae, cuyas larvas y adultos viven en árboles y arbustos muertos, también se encuentran en otros con buen estado vegetativo. Atacan la raíz, troncos, ramas, ramitas y piñas. En los troncos sanos atacan a la madera por debajo de la corteza.

Los Siricidae poseen hábitos xilófagos, es decir que sus larvas se nutren de tejido leñoso.

Muchas especies de himenópteros, como Pompilidae, Apidae, excavan los troncos y en ellos anidan. Otras especies, como Spheciidae, estructuran galerías en otras ya existentes y desde allí construyen nuevas, donde luego habitan. Muchos himenópteros que frecuentan el tejido leñoso son parásitos de ciertos xilófagos, como Ichneumonidae, Calcididae, Bethilidae y otros.

Los lepidópteros poseen también importantes familias, muchas de cuyas especies son xilófagas como los Cossidae, y Sessidae, que son parásitos primarios y atacan árboles en buenas condiciones de vegetación.

Entre los Isoptera se encuentran las "termites" de hábitos sociales, que excavan y anidan en el leño.

Los insectos xilófagos resultan en general difíciles de cazar en el campo; por este motivo la cría reviste en estos casos gran interés.

Cuando se desea estudiar comunidades de una planta con una esencia determinada o adultos de hábitos florísticos, fáciles de hallar, pero de los que se desconocen sus plantas hospedadoras o cuando es necesario conocer sus parásitos, resulta de sumo interés realizar la cría de los xilófagos. Otro tanto se puede decir cuando se trata de insectos xilófagos de valor agrario o forestal.

Se pueden capturar los adultos de aquellos insectos cuyas larvas taladran y viven en los troncos de árboles y arbustos, cubriendo los orificios de salida de sus galerías con frascos pequeños fijados con cinta adhesiva. Los insectos, cuando

llegan al estado adulto, abandonan las galerías y son atrapados en el frasco.

Los árboles atacados por larvas de estos insectos se distinguen fácilmente por las perforaciones que se observan en los troncos y ramas y las deyecciones que se encuentran a la salida de aquéllas; en otros casos, la planta se defiende produciendo sustancias gomosas.

Una vez que el entomólogo ha localizado el árbol atacado procederá a la búsqueda de los insectos mediante las herramientas que lleva consigo. Para la cosecha del material es necesario un mínimo de equipo: una sierra de dientes gruesos, adaptada al leño no estacionado; un cuchillo cortante para determinar las galerías larvales en el leño o bajo la corteza; un hacha chica para cortar trozos pequeños de leño; una cuerda gruesa (de alrededor de 10 a 15 metros de largo), que lleva un gancho fijado en su extremidad para alcanzar las ramas de la parte alta del árbol.

En hongos

Los hongos son atacados por un elevado número de insectos que perforan y forman galerías en su interior. La importancia de los ataques varía según las diferentes especies de hongos, la estación del año, y también con las condiciones ambientales; los fuertes vientos y los períodos de sequía disminuyen los ataques y en tiempo húmedo o lluvioso aumenta el número de especies, especialmente de Staphilinidae y Collembola.

Los hongos duros, parásitos de plantas, incluyen a numerosos poliporidos y algunos idneidos, y son atacados comúnmente por coleópteros Tenebrionidae, Erotylidae y Cisidae. Se los encuentra sobre plantas viejas o enfermas, sobre troncos caídos o próximos al suelo, sobre raíces aéreas, sobre ramas secas y dañadas.

Para la recolección se utiliza un cuchillo fuerte o un hacha, que permite no solamente sacar el hongo, sino también las primeras capas de leño que es donde se encuentra el micelio. Algunos hongos tienen una corteza y el cuerpo fructífero muy tenue. Una vez desprendido hay que tratar de no perder

el material entomológico que se encuentra en la parte inferior.

Los hongos deben ser puestos en bolsitas bien cerradas y se los separará según las especies. Una vez en el laboratorio o en las casas, se aconseja separar los insectos por medio de un aspirador o reunir con un pincelito toda la fauna pequeña; para los coleópteros grandes y los integrantes de otros grupos se emplearán pinzas adecuadas. Las larvas que se encuentran en el interior se dejan en la misma bolsa que se revisará una vez que aparezcan los nuevos adultos.

Los coleópteros, hemípteros, dermástidos, deben colocarse en frascos con cianuro de potasio o ácido isopropílico. Los microlepidópteros, especialmente Tineidae, deberán ser introducidos con cuidado, en el frasco con cianuro, tratando de no estropearlos; los Thysanoptero, Collembola y otros grupos muy delicados deberán depositarse en tubos con alcohol 70%.

Se deberá tener sumo cuidado en el etiquetado de los diferentes sobres o jaulas que se empleen.

Las jaulas con el material deberán ser colocadas en lugares no expuestos al sol, y se constatará que estén bien cerradas y que la trama de la malla sea pequeña, para evitar la fuga de los parásitos, que poseen gran valor entomológico.

Los hongos blandos, que crecen comúnmente sobre el terreno, tienen la forma de sombrero y están adaptados a vivir en un medio rico de humedad y calor. Su fauna es rica en colembolos, coleópteros, dípteros y lepidópteros.

Se deben recolectar con una pequeña pala de jardinero o con un cuchillo. Una vez desprendidos del suelo, se los pondrá en bolsas y se llevarán a la casa o laboratorio para proceder como en los casos anteriores.

Durante el día algunos Mycetophilidae dejan el hongo para esconderse en la tierra y vuelven luego al hongo; en estos casos será necesario revisar la tierra que circunda a éste.

En las cavernas

Las cavernas que existen en el terreno son también albergue de muchos insectos, que por lo general son ciegos y muy ágiles; por este motivo resulta difícil darles caza.

En los focos de luz

Los focos de luz son otros de los importantes recursos para la obtención de especímenes durante la noche (Fig. 29).

Las "mariposas" y muchos "cascarudos", acuden en gran cantidad en las noches calurosas del verano y el otoño. Los interesados en la caza de estos insectos deben disponer de una red con la bolsa de tul o gasa, varios frascos de cianuro y de otros con alcohol isopropílico, éter acético, etcétera.

En nidos de aves

En ellos se podrá obtener material excelente de insectos y ácaros. Los nidos abandonados se deberán retirar de las ramas de árboles u otros lugares y colocarlos en bolsitas de celofán para ser revisados en el laboratorio.

En la hojarasca

La hojarasca y el humus depositado en el suelo de los bosques, son fuente de gran valor y de gran cantidad de especies entomológicas que allí se alimentan y refugian. En otros ambientes puede hallarse gran número de colembolos.

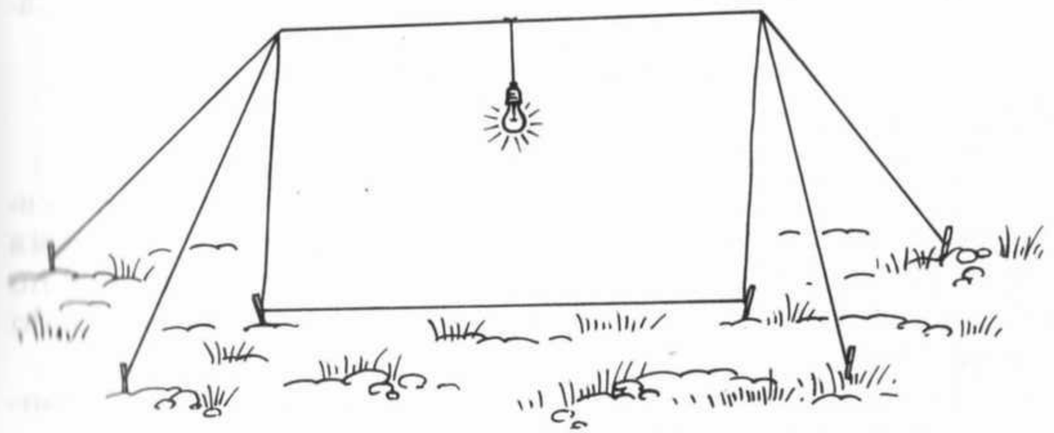

Fig. 29. Sábana blanca con lámpara luminosa para la caza de insectos nocturnos.

Ectoparásitos de aves y mamíferos

En el pelo, piel y plumas de estos vertebrados se encuentra gran número de especies entomológicas. Los animales pequeños, inmediatamente de producida su muerte, deberán ser colocados en bolsitas de celofán de tamaño adecuado, cerradas en su parte superior. Allí se las deja hasta que se hayan enfriado, luego se sacan de la bolsa y sus ectoparásitos quedarán en el interior, ambulando por sus paredes. Los ectoparásitos son muy selectivos, por lo cual dentro de una bolsa no debe ponerse más de una especie de vertebrados. También es aconsejable usar un peine fino para extraer algunos ejemplares que queden adheridos al pelo o piel.

En plantas acuáticas

Las plantas acuáticas y las de las laderas de ríos y arroyos son un abundante reservorio de insectos de diversos Ordenes. Durante los meses fríos y secos, muchos insectos recurren para pasar el tiempo adverso a estas plantas donde encuentran alimento y reparo. Durante las crecidas de los ríos, este conjunto de plantas es trasportado aguas abajo, llevando consigo a zonas más lejanas gran número de especies en estado larval. La forma de conseguir material es depositando las plantas en jaulas de cría, donde, después de un tiempo prudencial, aparecen los adultos. En general se han conseguido coleópteros pequeños y lepidópteros de las familias Pyralidae y Tineidae.

Los insectos formadores de agallas

Los insectos que forman agallas, conocidos como cecidógenos o gallícolas, "pican" a la planta y hacen que ésta forme por crecimiento un hogar para ellos, dentro del cual no sólo encuentran albergue, sino también alimento adecuado y abundante.

No se sabe con exactitud por qué producen las plantas, cuando son atacadas por el insecto, esas estructuras curiosas, con variadas formas y con un aspecto por completo extraño. Es evidente que el crecimiento de la agalla es iniciado por la oviposición de la hembra, y continuado por las larvas en desarrollo. Un hecho extraño del trabajo de los insectos de las agallas es que, la misma especie, en diferentes especies de plantas, ocasiona agallas similares, mientras que distintas especies que atacan a una misma planta, ocasionan agallas de apariencia muy diferentes; el insecto, de alguna manera desconocida, domina y dirige la forma que debe tomar la agalla a medida que él crece. Existe una maravillosa variedad de tales hogares para insectos, construidos involuntariamente por las indefensas plantas. Muchas de estas agallas parecen ser prácticamente inocuas para los vegetales, pero la "filoxera de la vid", es una plaga importante que ha destruido miles de hectáreas de viñedos en Europa, América del Norte y América del Sur.

Si se desea cazar insectos cecidógenos, corresponde retirar las agallas y colocarlas en jaulas adecuadas de malla fina o en frascos de vidrio tapados con género de tul o muselina, hasta la aparición de los adultos. Es muy problemático conseguir adultos zoocecidógenos cuando las agallas han sido retiradas de las plantas antes de haber llegado a su madurez.

Los lepidópteros están representados por especies de las familias Gelechiidae y Cecidosidae; esta última forma agallas conocidas con el nombre de matecitos. Entre los homópteros, se encuentran representantes de las Aphidae, Psyllidae, Chermidae, Coccidae y Phylloxeridae (incluye a la "filoxera de la vid", plaga cosmopolita de los viñedos). Dentro de los dípteros, pueden mencionarse las Cecidomyidae y Tripetidae. Las familias Chalcididae y Cynipidae, entre los himenópteros, producen en su mayoría agallas en árboles de roble, y entre los coleópteros se encuentran especies en la familia Curculionidae.

Insectos subterráneos

Los insectos subterráneos cumplen una importante función en el mejoramiento de los suelos pues ayudan: a la movilización de las diferentes partículas al llevarlas a la superficie y ponerlas en contacto con el agua y los demás elementos climáticos, a la formación de túneles que facilitan la circulación del aire en el suelo y la respiración de los vegetales, a la

formación de canales que favorecen la circulación del agua. Los insectos también tienen una favorable función en la trasformación en humus o materia orgánica de los suelos al trasportar pequeños trozos de vegetales y animales para su alimentación o para la formación de nidos, como por ejemplo las hormigas, termites y avispas predatoras; otras, como las orugas cortadoras, los "cascarudos" que viven de estiércol de mamíferos, tienen una función importante en la formación de los suelos.

Otros insectos extraen la savia de las raíces ocasionando la putrefacción de éstas; tales son los casos del "pulgón lanígero del manzano", el "pulgón lanígero de la menta", la "filoxera de la vid", etcétera.

Cada una de estas especies requiere diferente modo de caza, por ejemplo el uso de la pala para conseguir los diferentes estados de "hormiga", "termites" y la extracción de las raíces para el caso de los "pulgones" o el zarandeo del suelo para los otros grupos.

Los métodos de conservación varían según el grupo a que pertenecen los insectos; en general, se deberán conservar en líquidos los pulgones y ciertas "hormigas" y "termites" y a los otros se los guardará pinchados en cajas de colección.

Minadores de hojas de vegetales

Un gran número de especies de pequeños insectos encuentran allí alimento y también refugio. Siempre son larvas que completan su total desarrollo, lo mismo que las crisálidas, pero no se conocen adultos minadores. Desde pequeñas, las larvas forman galerías que pueden ser angostas y largas y recorrer gran parte de las hojas o formar parches donde permanecen durante los períodos larval y de crisálida.

Los grandes grupos que tienen larvas minadoras son: los lepidópteros, orugas de pequeñas polillas; coleópteros, las larvas de cascarudos; dípteros, gusanitos de moscas; himenópteros, las larvas de avispas.

Resulta fácil colectar insectos minadores de hojas; se requiere tomar las hojas que tienen galerías más desarrolladas, con insectos próximos a salir, y colocarlas en una jaula para cría. Luego se debe estar atento al proceso de desarrollo

hasta que llegue el momento de la aparición de los adultos. En otras formas, especialmente en las hojas con parches, es mejor dejarlas en las ramas hasta que las larvitas se encuentren totalmente formadas próximas a construir la celda pupal.

Las larvas deben conservarse en alcohol 80% y las más delicadas, como las de los dípteros, deben ser puestas primero en agua hirviendo durante un minuto, y después llevadas al alcohol. Las pupas se conservan de la misma manera que las larvas.

Entre los lepidópteros minadores más estudiados y más abundantes en la naturaleza se menciona a los pertenecientes a las familias Micropterygidae, Eriocraniidae, Nepticulae, Gracilariidae, Tischeriidae, Coleophoridae, Lithocolletidae, Phyllocnistidae, Incurvariidae, Lyonetidae, Gelechiidae, Glyphipterygidae, Tortricidae, Pyralidae y Noctuidae. Entre los coleópteros, a especies de las familias Buprestidae, Chrysomelidae, Curculionidae. Entre los dípteros, donde se hallan los más pequeños insectos, a las familias Anthomyiidae, Trypetidae, Agromyzidae y Drosophilidae, y entre los himenópteros, las Blasticotomidae y Tenthredinidae.

La identificación de las especies minadoras de hojas requiere un profundo conocimiento sistemático de las respectivas familias.

El primer paso para la identificación será conseguir el material entomológico y botánico en buenas condiciones de conservación; luego se debe herborizar las plantas y enviarlas para su determinación a un botánico, junto con la información correspondiente.

Con la ayuda de la tabla de la página siguiente, el principiante podrá arribar al orden al que pertenecen las larvas y enviar estos datos al entomólogo sistemático.

INSECTOS DE VIDA ACUATICA

En aguas de ríos, arroyos, lagunas, piletas, etc., viven muchos insectos que pasan gran parte de su vida en agua dulce; también están los que visitan el agua salada a orillas del mar. La gran mayoría de las especies conocidas pertenecen a los hemípteros, coleópteros, dípteros, neurópteros, mecópteros, trichópteros y lepidópteros.

Tabla para la separación en órdenes de las larvas minadoras de hojas

	Cápsula cefálica	*Ocelos*	*Partes bucales*	*Sutura epicraneal*	*Región occipital*	*Forma del cuerpo*	*Patas protoráxicas*	*Falsas patas*	*Posición de los espiráculos foráxicos*
Lepidópteros	Presente	1-6[1]	Con mandíbulas	Presente o ausente	Cóncava	Aplastada	Presente o ausente	Presente o ausente	En protórax
Coleópteros	Presente	Ausente o reducidos	Con mandíbulas	Ausente	Cóncava[2]	Aplastada	Presente o ausente	Ausente	En mesotórax
Himenópteros	Presente	Un par prominente	Con mandíbulas	Prominente	Convexa	Aplastada	Presente o ausente	Rudimentarias	En protórax
Dípteros	Ausente[3]	Ausente o reducidos	Con gancho	Ausente	Cuando presenta incompleta	Cilíndrica cónica	Ausente	Ausente	En protórax

De Needham, Frost y Tothill (1928), pág. 35.

[1] Raramente un ocelo.
[2] Excepto en Buprestidae, en este caso el protórax es muy alargado y la cabeza es retráctil.
[3] Capsula cefálica presente pero incompleta en los primitivos dípteros (Tipulidae, Chironomidae y Cecidomyiidae).

-snm ue vıeu en mus- exuberante vegetación; son acuáticos, algunos viven en mus- viven en localidades húmedas, especialmente en lugares con

Entre los de la familia Tipulidae se encuentran especies que

Los dípteros acuáticos. A este Orden pertenecen un conjunto de familias que tienen representantes de vida acuática.

algunas viven sobre vegetales decadentes, en el agua.

plantas acuáticas, dentro de envolturas a prueba de agua. Al- profunda; las hembras colocan los huevos debajo de hojas de viven en el agua. Pueden ser cazados con la red de arrastre basureros y se alimentan de carroña y también de insectos; y a peces pequeños; las hembras depositan sus huevos aisla- dos sobre plantas vivas. Los representantes de la familia Hidrophilidae, conocidos como "escarabajo clavicornio", son presas con que se alimentan. Las Belostomidae o "chinches de agua", son de gran tamaño y achatadas, con las patas adap- tadas para la caza y también para nadar; son rapaces de in- sectos vivos y de pequeños peces, y son atraídos por la luz. Son muy conocidos los géneros *Belostoma* y *Lethocerus*; en algunas especies, los huevos son colocados por la hembra so- bre el dorso del macho, el cual los trasporta. Los representan- tes de la familia Gerridae se encuentran comúnmente en los lagunes de aguas mansas o calmas; tienen patas largas y el cuerpo delgado; son predadores de otros insectos; saltan sobre el agua y cazan moscas; si bien hay formas ápteras, son comúnmente alados.

Los coleópteros tienen también representantes de vida acuática, como las especies Dystiscidae, que es más común encontrar en estanques de aguas quietas que en ríos y arroyos con agua en movimiento; algunas especies no sólo atacan a otros insectos sino también a animales relativamente grandes y a peces pequeños; las hembras depositan sus huevos aisla- dos sobre plantas vivas. Los representantes de la familia Hidrophilidae, conocidos como "escarabajo clavicornio", son basureros y se alimentan de carroña y también de insectos; viven en el agua. Pueden ser cazados con la red de arrastre profunda; las hembras colocan los huevos debajo de hojas de plantas acuáticas, dentro de envolturas a prueba de agua. Al- gunas viven sobre vegetales decadentes, en el agua.

Los dípteros acuáticos. A este Orden pertenecen un con- junto de familias que tienen representantes de vida acuática. Entre los de la familia Tipulidae se encuentran especies que viven en localidades húmedas, especialmente en lugares con cubierta vegetación; son acuáticos, algunos viven en mus-

Los hemípteros acuáticos se crían en agua dulce, en mo- vimiento, pero especialmente en aguas quietas.

Los Corixidae viven en lagos, lagunas, arroyos, tanto en aguas quietas como corrientes. Las especies pertenecientes a la familia Notonectidae son muy buenas nadadoras; tienen las patas posteriores largas, que actúan como remo, se lanzan con facilidad al fondo de la laguna, descansan en la superficie del agua, y también vuelan, y vuelven a esos lugares. Las Nepidae incluyen al importante género *Ranatra*, son especies con patas largas, y el primer par está adaptado para atrapar las presas con que se alimentan. Las Belostomidae o "chinches de agua", son de gran tamaño y achatadas, con las patas adap- tadas para la caza y también para nadar; son rapaces de in- sectos vivos y de pequeños peces, y son atraídos por la luz. Son muy conocidos los géneros *Belostoma* y *Lethocerus*; en algunas especies, los huevos son colocados por la hembra so- bre el dorso del macho, el cual los trasporta. Los representan-

gos, en los lugares fangosos, o en arena a lo largo de las márgenes de ríos y pantanos. Los Dixidae, conocidos comúnmente como "moscas de agua", tienen la apariencia de mosquitos y se los encuentra en lugares cercanos a las aguas de ríos y arroyos; las larvas son acuáticas, viven en aguas que corren lentamente y se parecen a los *Anopheles*. Las especies de Chironomidae son abundantes en lugares ubicados en playas a orillas del mar. La Culicidae, familia a la que pertenecen los importantes géneros *Culex*, *Anopheles* y *Aedes*, conocidos vulgarmente como "mosquitos", depositan los huevos en lugares húmedos; las larvas son acuáticas y se alimentan de material orgánico que se encuentra en el agua donde viven, pero algunas son predatoras de pequeños animales acuáticos; los *Anopheles* son los trasmisores de la malaria.

Los miembros de la familia Nycetophilidae, conocidos comúnmente como "jejenes de los hongos", se encuentran en hongos, en lugares húmedos con vegetación decadente. También las familias Simulidae poseen larvas acuáticas, que viven en arroyos de corriente rápida, adheridos a la superficie de piedras. Las larvas de los representantes de Blepharoceridae, conocidos como "mosca de agua de alas reticuladas", viven en el agua de corriente rápida; los adultos son comúnmente de color negro y el estado ninfal ocurre también en el agua. En la familia Tabanidae, las larvas son de vida acuática o semi-acuática, predatoras; se alimentan de pequeños animalitos y de otras larvas de insectos; los adultos son hematófagos del hombre y de animales. Las larvas de varias especies de Syrphidae también viven en el agua.

Los neurópteros acuáticos se encuentran en la familia Sisyridae; depositan los huevos en masa, en objetos fijos o en suspensión en aguas dulces. Algunas de las especies cubren los desoves con tejidos de seda y se alimentan de "esponjas" de agua dulce, y también de briozoarios y algas.

Los mecópteros son de vida terrestre, a excepción de la familia Nannochoristidae que tienen sus estados inmaduros de vida acuática.

Los trichópteros de vida acuática constituyen la totalidad de las especies importantes, y se alimentan de diatomeas, algas y otras formas de vegetales de vida acuática. También existen especies que son principalmente carnívoras, e ingieren

crustáceos, larvas de chironómidos, simúlidos y otros pequeños insectos de vida acuática. Los Hydroptilidae son los más pequeños y de apariencia de tineidos; los adultos se congregan en las plantas suspendidas en el agua y son muy atraídos por la luz; las larvas construyen habitáculos o capullos de varias formas, ornamentados exteriormente con partículas de algas, arena, palitos, etc.; se los encuentra adheridos a rocas sumergidas. La familia Leptoceridae puede hallarse en aguas quietas o en aguas corrientes; los estados larvales forman capullos desnudos o cubiertos exteriormente con arena o detritos vegetales, que en algunas especies tienen formas espiraladas; las larvas nadan libremente con sus patas, que sacan del capullo. Los Odontoceridae, constituyen una pequeña familia con especies ampliamente distribuidas por el mundo; forman capullos cilíndricos cubiertos de arena y otros materiales. Las larvas campodeiformes de los Polycentropidae forman capullos con hilado suelto y de formas variadas (de trompeta, achatados, copiformes, alargados en forma de tubo); se encuentran adosadas, por debajo de la superficie, a plantas acuáticas que crecen en las laderas de los ríos o en el lecho de los arroyos. Los Hydropsychidae son por lo general gregarios y no construyen habitáculo portable; por lo común tejen capullos de seda sueltos, y viven usualmente en las grietas de piedras; capturan animalitos acuáticos y plantas vivas que utilizan como alimento.

Los lepidópteros, aunque en su gran mayoría son de vida terrestre, incluyen varias familias de existencia acuática durante los estados inmaduros; esta adaptación se encuentra en los Pyralidae de la subfamilia Nymphulinae. Dicha adaptación se presenta no sólo en sus estados de desarrollo, sino también en las hembras adultas que realizan una vida acuática. Esta subfamilia no es de mucha importancia económica, pero posee algunas especies que causan daños al cultivo del arroz y están muy dispersas en las zonas subtropicales y tropicales del mundo, tales como *Nymphula fluctuosalis* Zeller y *Nymphula depunctalis* Zeller.

Los adultos de *Nymphula* pueden ser cazados a la luz, con una manga de tul, en especial en lugares próximos al agua o sobre árboles y arbustos cercanos a los ríos y lagunas, y sobre plantas acuáticas. Las larvas y crisálidas deben ser

muertas en agua hirviendo y trasferidas a alcohol 70%, y los adultos deben ser extendidos enseguida de muertos.

También se conocen especies de la familia Gelechiidae que viven en plantas acuáticas que flotan en la superficie de las aguas.

En los odonatos, las ninfas son acuáticas y viven preferentemente en aguas estancadas o ligeramente corrientes, tanto en agua de montaña como de llanura, dulces o saladas. Caminan y se esconden en el fondo de los estanques y arroyos y capturan pequeños animales para su alimentación.

OTRAS FORMAS DE CAZA DE INSECTOS

Debajo de las piedras. En lugares pedregosos se resguardan gran número de especies pertenecientes a diversos órdenes. El cazador debe actuar con cautela, pues junto a éstos pueden encontrarse víboras, arañas, alacranes u otros animales venenosos.

Golpeteo de plantas. Este método consiste en dar golpes a ramas y ramitas de árboles y arbustos con un bastón o un trozo de rama de árbol; colocando con anterioridad por debajo, un paño blanco o simplemente la red entomológica. Con el bastón se asestan golpes secos y los insectos caen sobre el lienzo o la red. Con este método se consigue gran número de ejemplares, especialmente coleópteros.

Refugio de murciélagos. Los lugares donde se refugian los murciélagos son receptores de lepidópteros de la familia Blastobasidae, Tineidae y de pequeños dípteros que viven de los detritos existentes en dichos refugios.

Vinchucas. La "vinchuca doméstica" *Triatoma infestans*, pertenece a la familia Reduvidae y es uno de los insectos más peligrosos entre los que atacan al hombre, produciendo el mal de "Chagas-Mazza", una enfermedad parasitaria ocasionada por un protozoario, el flagelado *Trypanosoma cruzi.*

En los ranchos mal construidos, con techo de paja, rajaduras en las paredes, piso de tierra y falta de limpieza, es donde comúnmente se crían y reproducen alimentándose de la sangre de sus habitantes.

Pasa su vida desde huevo hasta adulto en la casa habitación y lugares aledaños.

Además de atacar al hombre, ataca a mamíferos silvestres: zorros, comadrejas, gato de los pajonales, ocelote, cuis, ratas y ratones, murciélagos, monos y otros así como a las aves silvestres.

Se han comprobado ataques en gatos, perros, conejos, ovinos y caprinos en la cercanía de los ranchos, lo que representa un reservorio peligroso para el hombre.

También puede hallárselos en gallineros donde atacan a gallinas, pero la enfermedad no se manifiesta en ellas.

Existen muchas otras especies de "vinchucas" capaces de trasmitir la enfermedad y que mantienen su ciclo entre los mamíferos receptores. Algunas especies se han adaptado a vivir en corrales, gallineros, palomares, conejeras, como también en la casa habitación del hombre, pero no tienen la misma importancia como vector que la "vinchuca común o domiciliaria".

La forma de cazarlas sería con frascos de veneno, visitando los lugares mencionados, y también usando trampas de luz.

CAPITULO V

MANERA DE SACRIFICAR LOS INSECTOS

Una vez capturado el insecto, es necesario matarlo, evitando en lo posible que se deteriore. Para esto debemos usar venenos que actúen rápidamente y que no perjudiquen sus caracteres exteriores.

Los insectos, como muchos otros seres inferiores, tienen cerebro rudimentario y perciben las sensaciones de modo imperfecto, por lo cual es improbable que sufran mayormente. A menudo se observan langostas que, al seccionarles una pata, no dan señales de dolor; lo mismo ocurre con otras especies parasitadas, que no manifiestan molestias aun cuando los parásitos se están alimentando de sus órganos vitales.

Si se procura además buscar procedimientos rápidos para sacrificar los insectos, una colección para estudio justifica la muerte de éstos. Claro está que no se debe capturar o destruir mayor cantidad de la necesaria, especialmente cuando se trata de insectos útiles a la agricultura.

Una de las formas comunes y más viejas de dar muerte a los insectos es utilizar vapores de cianuro de potasio. El cianuro de potasio o cianuro de sodio, sustancias que se venden en las droguerías en forma cristalizada, son muy peligrosas también para el hombre por su elevada toxicidad; por eso el coleccionista debe manipularlas con sumo cuidado.

Además del cianuro descrito, puede emplearse el humo de tabaco que se introduce en el frasco una vez que el insecto ha sido depositado en él. Este método resulta sucio y poco práctico y solamente debe emplearse cuando no queda otro recurso. También pueden utilizarse los solventes orgánicos tales como acetato etílico, cloroformo, éter acético y tetra-

cloruro de carbono. Este último, que también es peligroso por ser explosivo, da en ciertos casos buenos resultados.

El alcohol isopropílico es muy usado por los entomólogos que se dedican a coleccionar insectos quitinizados como coleópteros, ortópteros, hemípteros, etc.; no endurece el material, y su uso no es perjudicial para el hombre.

Frascos con veneno

El tamaño de los frascos con veneno, según el uso que se les dé, varía desde el de un tubo de ensayo hasta el del frasco de un litro.

Los frascos se mantendrán herméticamente cerrados con corcho, de modo que los vapores sean lo suficientemente concentrados como para matar al insecto en unos pocos segundos.

No hay que olvidar adherir al frasco un rótulo que rece "VENENO", con letras bien visibles, y alguna figura convencional, para evitar accidentes.

Al salir de excursión al campo es conveniente llevar seis tubos pequeños, varios otros de tamaño mediano y uno o dos más grandes, que serán utilizados para depósito de insectos, especialmente cuando se salga de noche a cazar lepidópteros.

Preparación de frascos con cianuro de potasio

El modo comúnmente usado para la preparación de frascos con cianuro es el siguiente: se toma un frasco de vidrio bien resistente, de boca ancha; se introducen en él unos cuantos terrones de cianuro, y se aplastan hacia el fondo para uniformar la superficie; luego una capa de un centímetro de aserrín, después una porción de yeso en polvo, y sobre esto una capa de 5 mm formada con yeso y agua. Una vez hecha esta operación (en un lugar protegido para evitar accidentes), debe dejarse el frasco destapado, hasta conseguir que la capa de yeso haya eliminado el exceso de agua. Por último, recordar siempre colocar un trozo de papel o de cartón adherido a la superficie endurecida, con el fin de evitar que los insectos delicados rocen con la superficie del yeso. Una vez terminada la preparación, es imprescindible dejar siempre tapados los

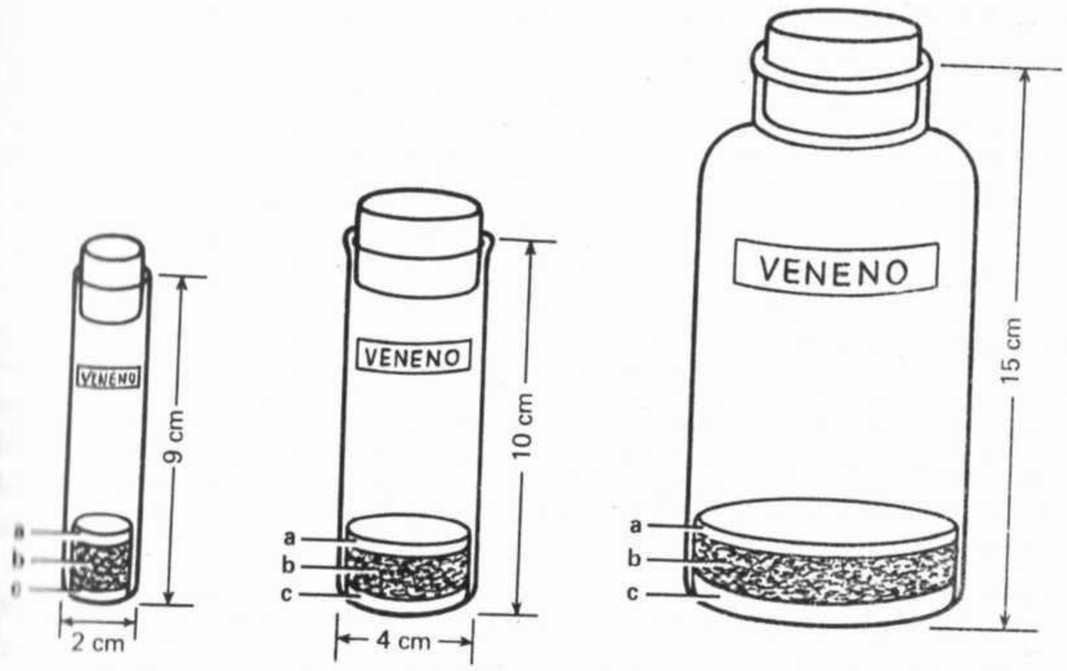

Fig. 30. Frascos para matar insectos: a) yeso,b) aserrín,c) cianuro de potasio.

frascos con el fin de evitar el escape de los vapores venenosos.

Los frascos preparados de este modo pueden durar mucho, pero al cabo de cierto tiempo, si se notase que su poder mortífero ha disminuido, se debe agregar un poco de ácido tartárico con el fin de activarlo (Fig. 30).

Cuando se realizan excursiones extensas, se aconseja usar frascos de plástico para cianuro, que son más livianos y más resistentes a los golpes. Tanto los frascos de vidrio como los de material plástico deben ser rodeados cerca de la boca y de la base con cinta adhesiva para evitar roturas.

Preparación de frascos con éter acético

En un frasco de vidrio de paredes resistentes y de boca ancha, de más o menos 200 cm^3 de capacidad, de acuerdo con las necesidades del coleccionista, se introduce viruta de madera o aserrín, casi hasta la mitad de su volumen, se agregan luego unas gotas, 10 a 20, de éter acético, y se sacude

fuertemente con el fin de impregnar el aserrín de modo uniforme. Finalmente, se tapa el frasco con un corcho bien ajustado para impedir la pérdida de los vapores de éter (Fig. 31).

No es mala práctica unir el corcho con el frasco por medio de un piolín, para evitar que se extravíe durante las recorridas.

En caso de no querer usar aserrín, conviene asegurar en la parte inferior del frasco una capa de algodón, cubriéndolo con un trozo de cartón o papel secante de la misma circunferencia interior del frasco.

Puede construirse de la siguiente manera un frasco de veneno aconsejable para insectos delicados: se toma un frasco de buena altura y se introduce algodón de vidrio algo prensado, hasta un tercio de la altura; luego se ubican, diametralmente opuestos, dos tubitos de vidrio de dos bocas, uno corto y uno largo, sostenidos por un cartón al que se le han hecho dos perforaciones del diámetro de los tubos; luego se agrega una capa de lechada de yeso. Una vez fraguado el yeso, con una pipeta o una jeringa por uno de los tubos se agrega éter acético hasta empapar totalmente el algodón; por el tubo

Fig. 31. Frasco para matar insectos: a) aserrín o algodón con gotas del líquido mortífero, b) tapón.

corto se evapora el exceso del líquido. Con este sistema los insectos no se humedecen, como sucede con el frasco antes mencionado, y el líquido mortífero tarda más tiempo en evaporarse.

Otras formas de matar insectos

Puede darse muerte a los insectos de gran tamaño, especialmente los lepidópteros (esfíngidos, satúrnidos, etc.) mediante una jeringa hipodérmica, inyectándoles en el tórax cualquiera de los líquidos mortíferos antes mencionados, como éter acético, alcohol isopropílico al 70%, alcohol etílico al 96%, tetracloruro de carbono, etcétera. Con este método, los insectos mueren rápidamente sin perjudicarse y se conservan por mayor tiempo.

Muchos grupos de insectos, pequeños y blandos como pulgones, cochinillas, psílidos, tisanuros, collembolos, isópteros, tisanópteros, etc., pueden ser matados directamente, colocándolos en tubos con alcohol al 70%.

Otro método es colocar los especímenes en agua hirviendo por dos o tres minutos; el tiempo a emplear varía según el tamaño de los ejemplares. Este sistema es adecuado para matar larvas de dípteros, lepidópteros, coleópteros, etcétera.

En lugar de agua, se puede usar alcohol 96°, en caliente, durante uno o dos minutos. Este método tiene la ventaja de que conserva mucho mejor los colores de las orugas, pero hay que trabajar con mucha precaución, ya que el alcohol es inflamable en contacto con la llama.

Por último, se puede recurrir al uso del frío si se desea dibujar o fotografiar ejemplares con sus colores originales. Para ello se los deposita en el interior de un refrigerador a varios grados bajo cero y durante varios días. Una vez realizado el dibujo o la fotografía, el material deberá ser colocado para su conservación en alguno de los medios aconsejados anteriormente.

A los insectos quitinizados como los coleópteros, himenópteros, ortópteros, etc., se los mata usando frascos de varios tamaños y colocando en su interior algodón impregnado en ácido isopropílico.

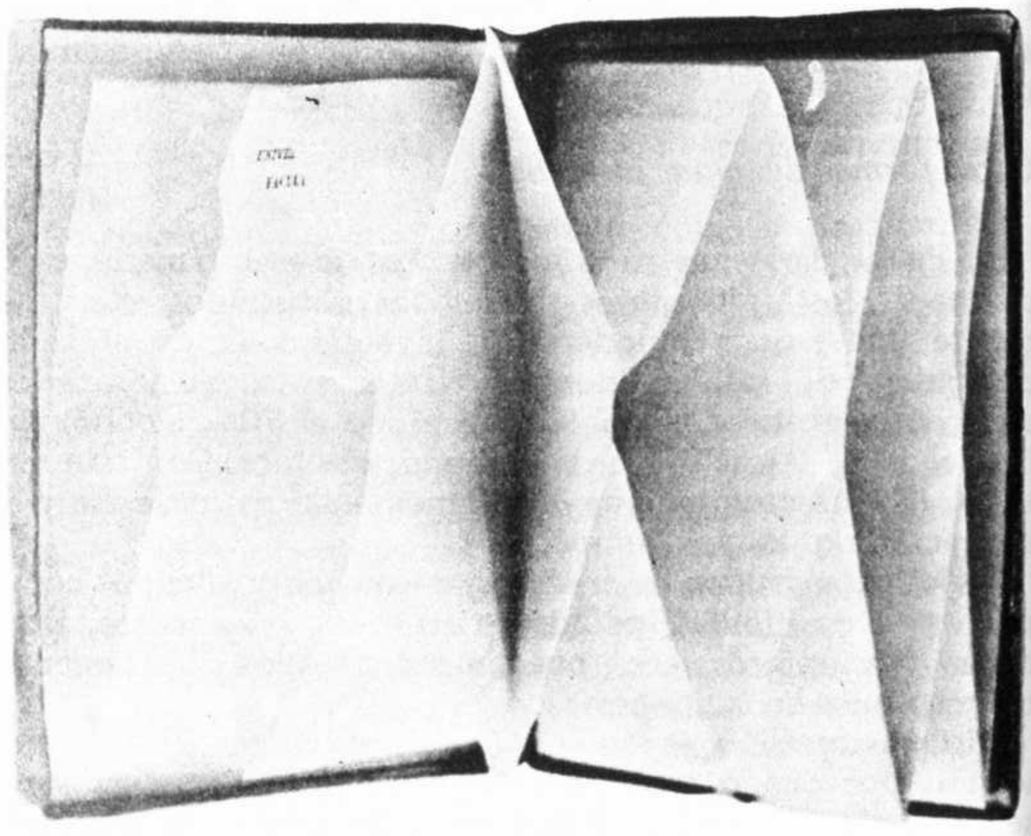

Fig. 32. Caja de lata con sobres unidos en forma de acordeón para guardar lepidópteros diurnos.

Los lepidópteros diurnos, de tamaño mediano y grande, se matan apretándoles el tórax entre los dedos pulgar e índice, estando aún en la red, y se los coloca en sobres de papel construidos para ese fin o en cajas de hojalata con sobres de papel, tal como muestra la Fig. 32.

CAPITULO VI

ENVIO DE MATERIAL ENTOMOLOGICO A LABORATORIOS Y ESPECIALISTAS TAXONOMICOS

Es muy común observar en los laboratorios gran número de muestras entomológicas que llegan en deficiente estado de conservación; por esto, se conceptúa a este capítulo de gran importancia, y conviene que los aficionados y hombres de campo en general lo lean con especial atención.

Para los institutos especializados, resultará mucho más práctico y ventajoso evacuar las consultas sobre plagas, si los interesados envían las muestras de acuerdo con las instrucciones que a continuación se detallan.

ENVIO DE INSECTOS VIVOS

Cajas

Para enviar muestras de vegetales atacados, se utilizarán cajas que pueden ser de madera, cartón, hojalata o plástico, debiendo ser de construcción sólida para poder aguantar los trajines del viaje.

Muchos entomólogos llevan en sus viajes al campo, cajas de cartón de difèrentes tamaños, desarmables, para emplearlas en el momento oportuno.

Si se desea enviar por encomienda insectos vivos, especialmente las orugas, deben preferirse las cajas de madera o cartón resistente y con la aireación necesaria, y desechar las cajas de hojalata donde la condensación de humedad produce efectos perjudiciales.

Debe procurarse en lo posible que las larvas permanezcan poco tiempo en los envases, para lo cual se aconseja embalarlas en el momento del envío.

Será conveniente disponer de cajas de varios tamaños, las que se utilizarán de acuerdo con la cantidad de material a remitir. En el caso de que la caja a utilizar fuera grande, será conveniente rellenar los espacios con papel, viruta, etc., para evitar que el movimiento perjudique los ejemplares (Fig. 33).

Siempre deben enviarse con los especímenes vivos las partes de la planta que les sirve de alimento y los siguientes datos:

Fecha
Nombre y apellido del remitente
Dirección postal
Localidad
Planta hospedadora
Intensidad de la infestación (grande, mediana, pequeña)
Partes de la planta que ataca
Epoca de aparición
Importancia y dispersión de la plaga

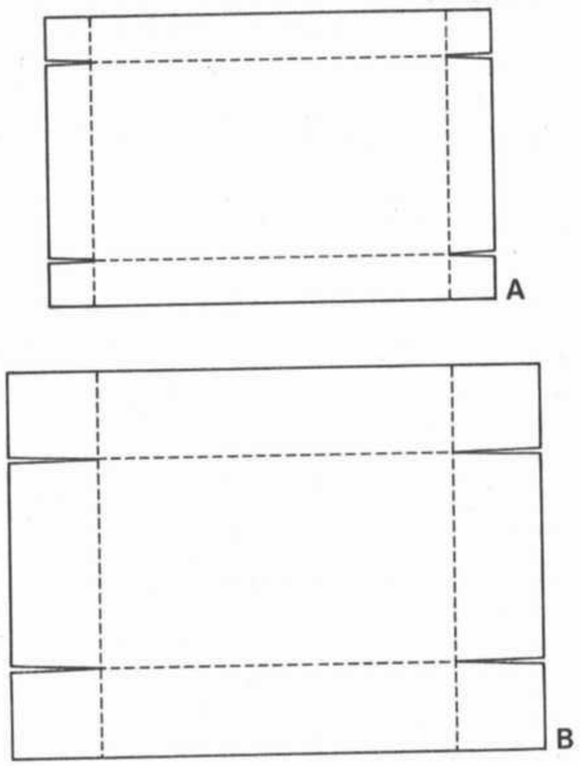

Fig. 33. Caja para envío de vegetales atacados por insectos: a) tapa, b) caja.

También es importante consignar, en el caso de cultivos, los tratamientos que han sido aplicados, los resultados obtenidos y cualquier otro dato que se considere de utilidad.

En ciertos casos, el que remite el material es el más indicado para resolver la mejor forma de hacerlo, por ello sólo se dan a continuación algunas indicaciones generales que resultarán de interés.

Es preferible que se envíe la mayor cantidad posible de material entomológico, ya que en el viaje, y luego en la cría, se pierde gran número de especímenes; y además, porque teniendo abundante material, es muy factible poder conseguir sus parásitos, si los tiene.

A las polillas y mariposas se aconseja enviarlas muertas, debiéndose proceder en este caso de acuerdo con las indicaciones que se dan en el capítulo correspondiente.

En caso de tratarse de pulgones o grupos similares, como por ejemplo, plantas de alfalfa atacadas por pulgones, se aconseja seguir las instrucciones que se mencionan a continuación:

1. Las plantas de alfalfa u otra forrajera atacadas por pulgones, se enviarán dentro de una bolsa de papel madera (nunca de polietileno), herméticamente cerrada para que no se escapen los insectos.
2. Si se dispone de tubos pequeños con alcohol 70°, se pueden levantar los pulgones con un pincel fino e introducirlos en ellos poniendo, antes de taparlos, un trocito de algodón para impedir el movimiento de los insectos, con lo cual se evita la rotura de antenas y patas.
3. Los envíos se acompañan siempre con una etiqueta escrita a lápiz e introducida en el tubo, con los siguientes datos:
   a. Fecha de recolección
   b. Planta hospedadora
   c. Localidad
   d. Nombre del colector

ENVIO DE VEGETALES ATACADOS

Cuando se remitan hojas atacadas, es preferible que éstas

vayan adheridas a los tallos. Es aconsejable envolver los brotes tiernos, flores y botones florales por separado con papel suave y luego depositarlos en la caja de envío.

Los frutos, especialmente los acuosos, deben ser envueltos en papel suave y puestos en camadas separadas una de otra, con viruta fina de papel o madera.

Los troncos, ramas y raíces gruesas, deben cortarse en trozos de 20 a 30 cm, envolverlos en papel, arpillera y depositarlos en cajas de madera.

Las plantas anuales, se aconseja enviarlas completas, es decir, con raíces, tallos, hojas, etc., y si es posible, con la tierra que las rodea.

ENVIO DE MATERIAL PREPARADO

Cajas

Deberán construirse de material plástico, cartón o madera resistente, pero deben ser livianas, clavadas y encoladas

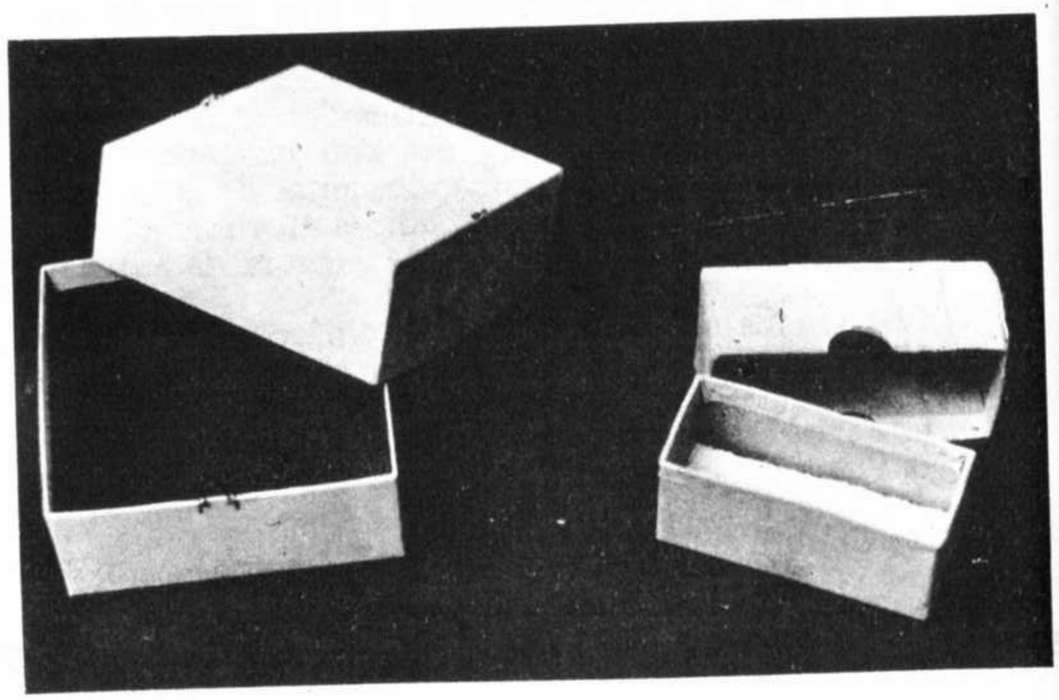

Fig. 34. Cajas de cartón para envío de insectos muertos, preparados.

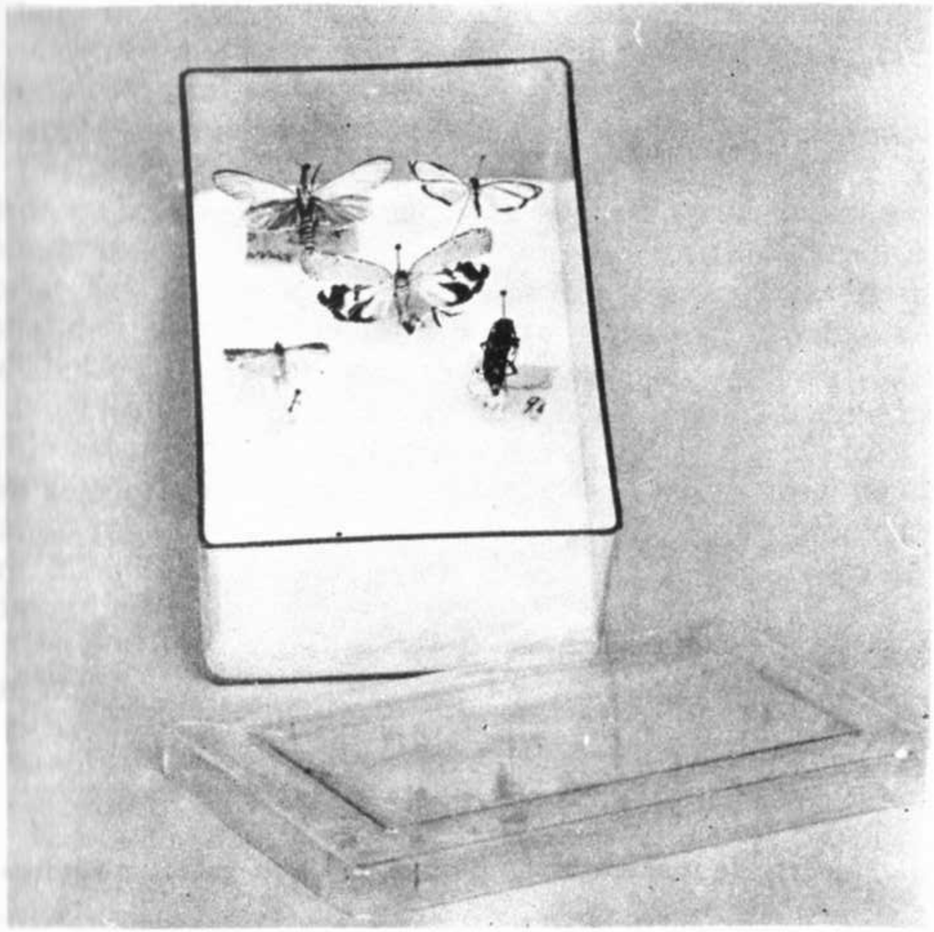

Fig. 35. Caja de material plástico usada para el envío de insectos adultos preparados.

a fin de obtener un cierre seguro que no permita la entrada de ácaros, psócidos u otros insectos que destruyen las colecciones (Figs. 34, 35 y 36).

La altura es de gran importancia, porque con 42 mm difícilmente puedan desprenderse los alfileres.

La tapa y el fondo han de ser de madera terciada de 3 mm de espesor y los costados de pino colorado del Brasil de 6 mm de espesor. También se pueden fabricar cajas similares a las de madera pero hechas de cartón o de material plástico. El piso de estas cajas consistirá en planchas de turba, corcho, material plástico o cualquier otro material blando que permita clavar los alfileres.

Fig. 36. Caja de madera usada para el envío de insectos adultos.

Las medidas internas de las cajas usadas son las siguientes: 165 × 105 × 42 mm y 80 × 105 × 42 mm.

Cajas protectoras

Estas segundas cajas se utilizarán como protectoras de las anteriores, debiendo ser por lo tanto de mayor tamaño. Se puede utilizar para este fin, las de cartón acanalado, que resultan sumamente útiles, económicas y fáciles de construir. Su tamaño estará de acuerdo con las que se colocarán dentro y la forma será la indicada en la Fig. 37, donde se indican con rasgos gruesos los cortes que deben hacerse y con rasgos finos por dónde deberá doblarse. Llegado el momento de usar la caja protectora se la arma y se pegan los extremos con papel engomado, dejando solamente abiertas las dos tapas para poder introducir la caja con insectos (Figs. 38, 39 y 40).

Para el envío de insectos preparados será necesario tomar más precauciones que si se emplean insectos vivos. El envío de material ya preparado es habitual especialmente entre entomólogos o entre personas aficionadas a la materia.

Después de las giras de campo, es común advertir que algunos de los insectos cazados pertenecen a especies que uno no puede determinar, por carecer de bibliografía, por falta de material comparativo o por tener pocos conocimientos en la especialidad. En tales casos el material deberá enviarse a los especialistas para su identificación.

La entomología es una ciencia muy amplia, lo que hace que los estudiosos se especialicen; algunos se dedican a un Orden o grupo de insectos, mientras otros se ocupan de ciertas ramas tales como entomología médica, lucha biológica, etcétera. El que remite debe averiguar a qué especialistas ha de dirigirse.

Con este intercambio entomológico se beneficiará tanto el que manda como el que recibe el material, el primero por-

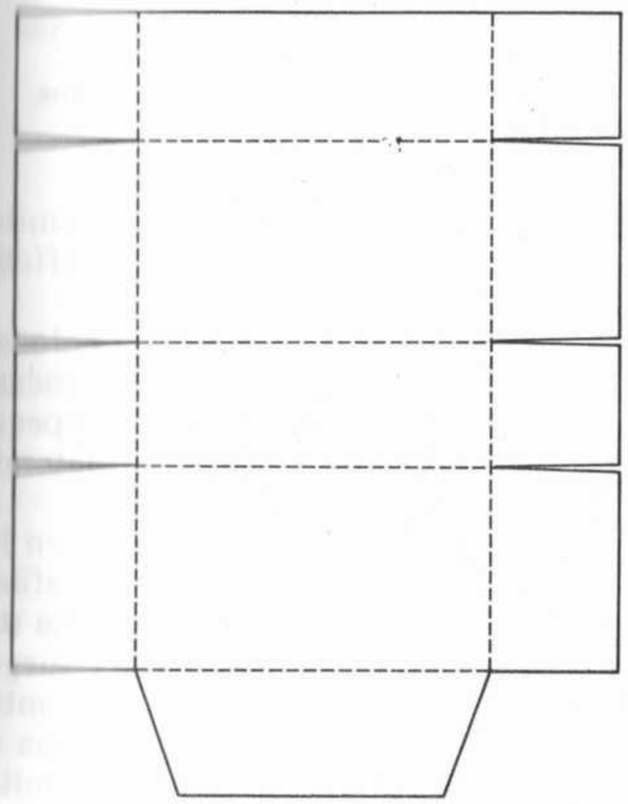

Fig. 37. Esquema de caja protectora de cartón acanalado.

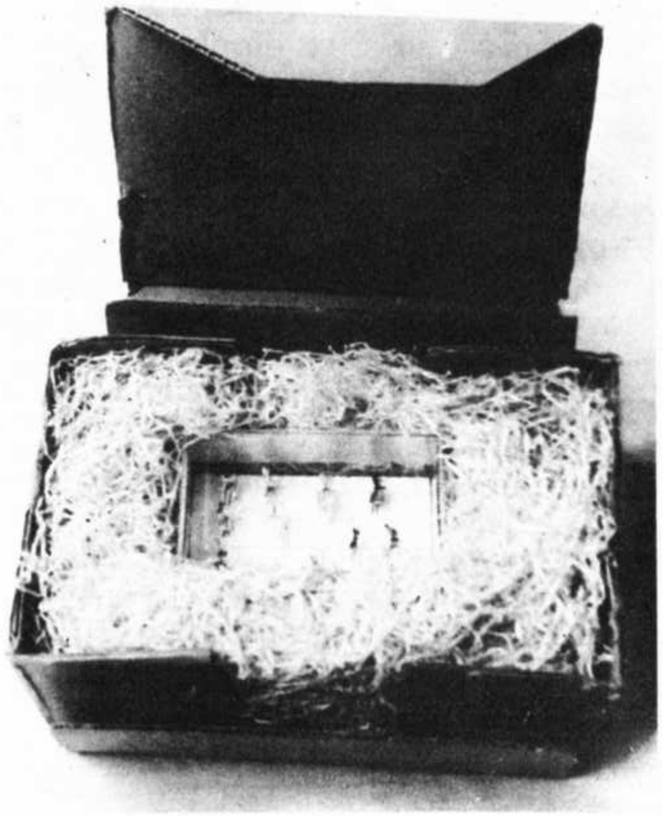

Fig. 38. Vista interior de un envío de insectos adultos preparados.

que consigue la determinación de sus insectos, y el segundo porque obtiene ejemplares para estudio de zonas que difícilmente podría visitar.

Los insectos deberán ser rotulados, numerados y colocados en orden y con suficiente espacio, de modo que al sacarlos no se perjudiquen los que están contiguos. Si los especímenes que se remiten son grandes, deberán sujetarse lateralmente con alfileres, para impedir movimientos.

Una vez terminada la colocación de especímenes en la caja, será conveniente colocar sobre las cabezas de los alfileres una cartulina del tamaño interior de la caja, encima de ésta una capita de algodón con naftalina en polvo, y luego un papel celofán pegado sobre el borde de la caja. A continuación se coloca la tapa. Se acostumbra pegar con goma o cola una tira de género a manera de bisagra, lo que permite

abrir o cerrar la caja sin golpear. Esta forma de embalaje impide que los alfileres se desprendan del fondo de la caja y provoquen un destrozo, y por otro lado que se infesten los valiosos materiales enviados.

Terminada esta primera parte del trabajo, deberá envolverse la caja con papel, atarla con piolín y, luego de introducirla en la caja protectora, se han de rellenar con papel o viruta los huecos con el fin de amortiguar los golpes. Finalmente, se envuelve en papel madera, se ata y se lacra de acuerdo con las normas establecidas.

Después del embalaje, será necesario tomar un papel blanco que se pegará al paquete y sobre el cual deberá escribirse la dirección. Si el envío va dirigido al extranjero, habrá que colocar en la parte superior del papel, con letra bien visible y en el idioma que corresponda las siguientes palabras: "*Muestra sin valor*", "*Insectos muertos para estudio*"; en lugar aparte se mencionará nombre y domicilio del remitente.

Además, en planilla aparte y junto con la carta que se le remite al especialista, deberán ir todos los datos que puedan ser de utilidad, como se mencionó anteriormente.

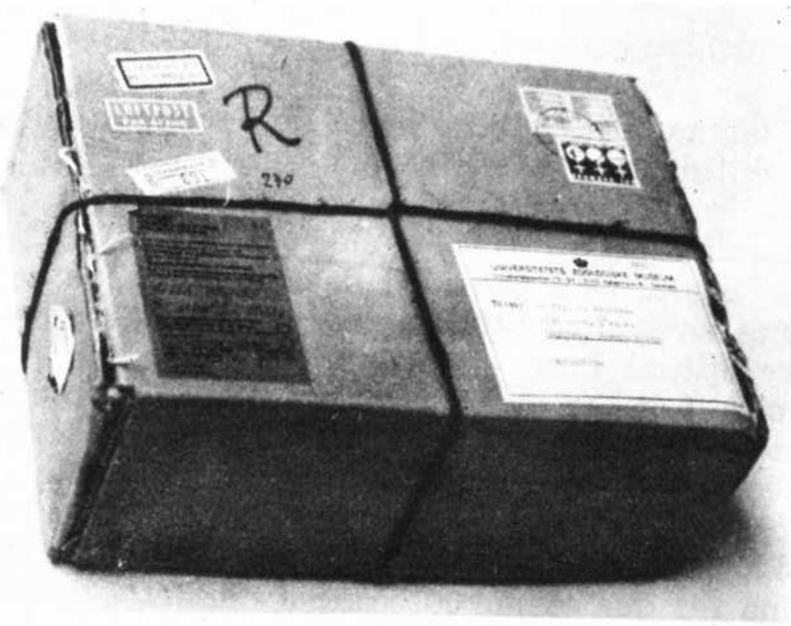

Fig. 39. Vista externa de una encomienda de insectos.

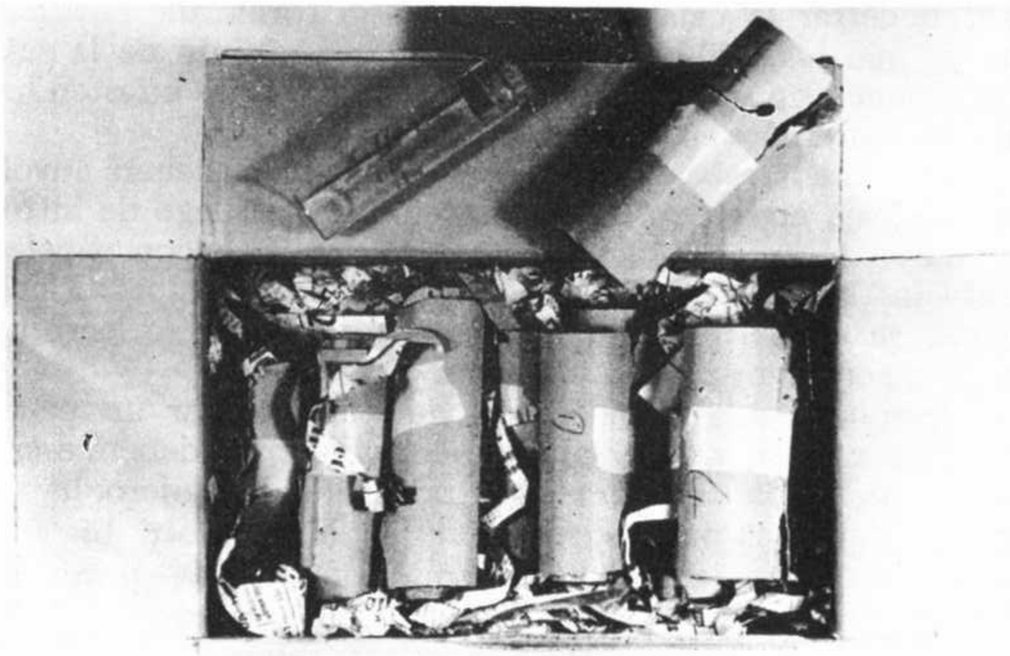

Fig. 40. Caja para envío de adultos entomófagos vivos. Dra I. S. de Crouzel.

ENVIO DE MATERIAL EN LIQUIDOS ALCOHOLICOS

El tamaño de los tubos a utilizar deberá estar de acuerdo con la cantidad y el tamaño de los insectos que se envíen. Se recomienda utilizar tubos bien limpios y, antes de colocar los especímenes, comprobar si el cierre es perfecto (Fig. 41). Si se desea enviar gran cantidad de ejemplares, es aconsejable separarlos en varios tubos medianos, ya que no resulta conveniente utilizar tubos grandes por ser más frágiles y menos manuables. Los tamaños más adecuados para emplear son los siguientes: 12 × 60; 15 × 100 y 19 × 130 en centímetros. A los insectos muy pequeños, larvas, crisálidas, etc., resultará muy cómodo y conveniente enviarlos en tubos de vidrio con alcohol al 70%, es decir, con un 30% de agua destilada.

Una vez que se han colocado los insectos y el líquido en el tubo, habrá que tapar éste por medio de un tapón de goma o corcho. A continuación, se lo parafina y luego se lo envuel-

ve primero en papel y después en algodón; por último, se lo coloca dentro de una caja de madera u hojalata resistente. Si se envían varios tubos, habrá que colocar previamente una cama de algodón y agregar otra después de colocar los tubos con el fin de evitar su desplazamiento. Para enviar un solo tubo, resulta ventajoso usar cajas de madera de una sola pieza, como se observa en la Fig. 42. El tubo, como en el caso anterior, debe ser envuelto en papel, y posteriormente en algodón, para impedirle cualquier movimiento dentro de la caja. Una vez hecho esto, se envuelve y ata la caja y se procede como en el caso anterior.

ENVIO DE PREPARADOS MICROSCOPICOS

Cuando se dispone el envío de un preparado microscópico, es necesario proceder a su embalaje.

Los preparados microscópicos requieren que se les preste un cuidado preferencial pues se trata de material de vidrio que, por lo general, ha significado un esfuerzo del entomólogo. Además, las piezas preparadas suelen ser valiosas.

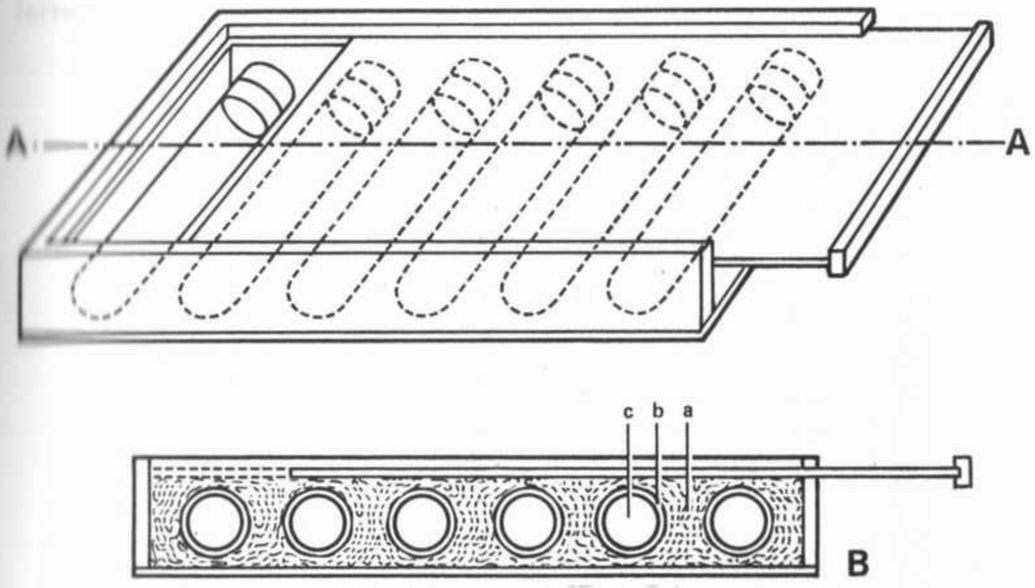

Fig. 41. Caja de envío de material entomológico en líquidos: A, vista superior. B, corte transversal: a) capa de algodón, b) papel de envoltura, c) tubos de vidrio.

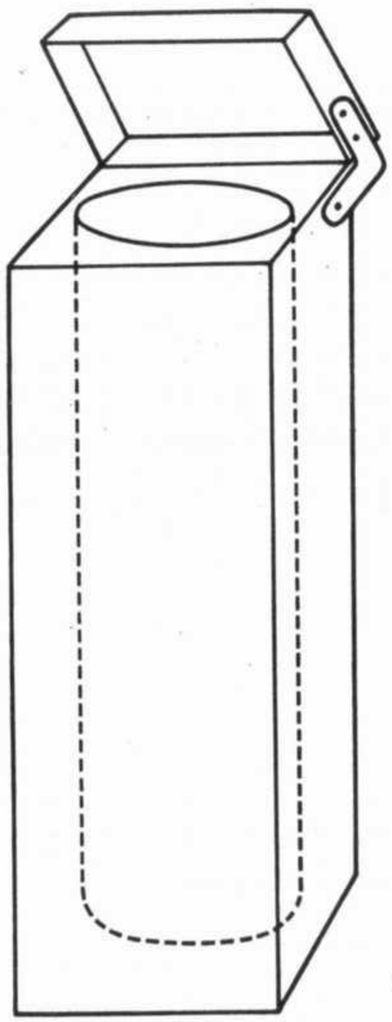

Fig. 42. Caja para envío de material entomológico en líquido conservador.

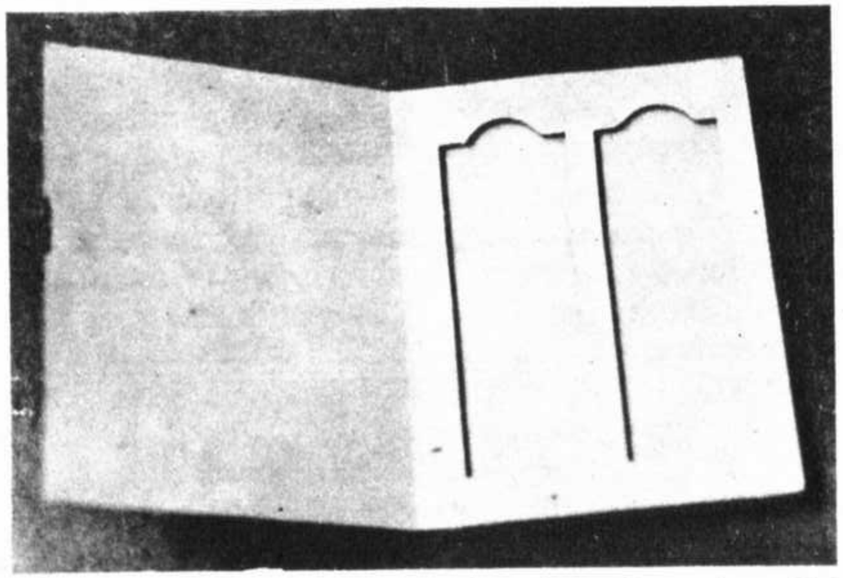

Fig. 43. Caja de cartón para envío de preparados entomológicos.

Antes del envío, los preparados deben permanecer depositados por un tiempo más o menos largo en un lugar apropiado hasta su endurecimiento, o bien ser llevados a estufa para secarlos en forma conveniente.

Una vez seco el preparado, se lo coloca en cajas de cartón especiales donde queda bien ajustado (Fig. 43). Esta caja debe colocarse en otra de mayor tamaño, llenando los huecos con algodón o papel cortado. El conjunto se envuelve en papel madera, y ya está listo para su envío.

Siempre que sea posible, se deben usar cajas de "telgopor" por la contextura adecuada de este material y su poco peso que se traduce en el abaratamiento de los envíos.

CAPITULO VII

PREPARACION DE LOS INSECTOS

PREPARACION DE LOS INSECTOS ADULTOS

La preparación tiene como principal objetivo facilitar el manipuleo y estudio del material, pero su importancia aumenta cuando se requiere comparar los insectos con ejemplares de la misma especie u otras de especies cercanas.

En el trascurso de muchos años se han ido uniformando métodos de preparación que han sido aceptados por la gran mayoría de los entomólogos, pero la aparición de nuevos materiales determina nuevas prácticas que mejoran las anteriores.

Alfileres y minucias

El montado de los insectos se efectúa por medio de alfileres especiales o minucias, que se venden en comercios especializados para tal fin. Es imprescindible que tanto los alfileres como las minucias sean de buen acero, de lo contrario al oxidarse no sólo presionan mal, sino que el óxido ataca al insecto y éste pierde su valor. En el comercio se venden alfileres de diferente calibre, variando éste desde el N° 000 al N° 6; no es aconsejable usar los tamaños extremos, pues los muy delgados resultan incómodos de clavar por doblarse con suma facilidad y los gruesos perjudican los especímenes al perforarlos. Los que se venden actualmente tienen de 37 a 39 mm de largo, siendo esta uniformidad de altura importante para la buena presentación de una colección. En los traba-

jos de laboratorio, se usan comúnmente los números 0, 1, 2, 3 y 4, exceptuando los casos de insectos de tamaños extremos.

Los alfileres usados en las casas de familia son más cortos y gruesos, y fácilmente oxidables, y por consiguiente no debe utilizárselos para entomología.

Cajas para alfileres

Tanto los alfileres como las minucias deben guardarse en cajas con divisiones, las que se podrán conseguir en cualquier comercio del ramo. El aficionado puede usar para estos fines una caja de metal de medida apropiada y colocar los alfileres o minucias agrupados por tamaño en tubos de vidrio con su correspondiente numeración.

Guías de altura

La altura a que debe ubicarse el insecto, con respecto a la cabeza del alfiler debe ser la misma en todos los casos; para ello se aconseja usar un tubito cualquiera que oficie de patrón. También se utiliza un trozo de madera de tres alturas y con tres perforaciones según se observa en la Fig. 50, y que servirán, la primera, para fijar la altura del pinchado del insecto, la segunda, la altura del rótulo, y la última, la altura del espécimen mediante la inversión de éste.

Tarjetas

Los insectos pequeños y quitinizados (coleópteros, hemípteros, moscas) se conservan en las colecciones pegándolos sobre tarjetas.

Algunos entomólogos usan tarjetas hechas con celuloide que tienen la ventaja de ser trasparentes, pero presentan el inconveniente de que el líquido conservador de colecciones las ataca con facilidad. El aficionado que quiera preparar estas tarjetas puede hacerlo quitando la gelatina de las películas fotográficas por medio de agua caliente, o comprando el celuloide que se vende en los comercios. Para cortar las etiquetas, puede recurrirse a sacabocados preparados para tal efecto, o

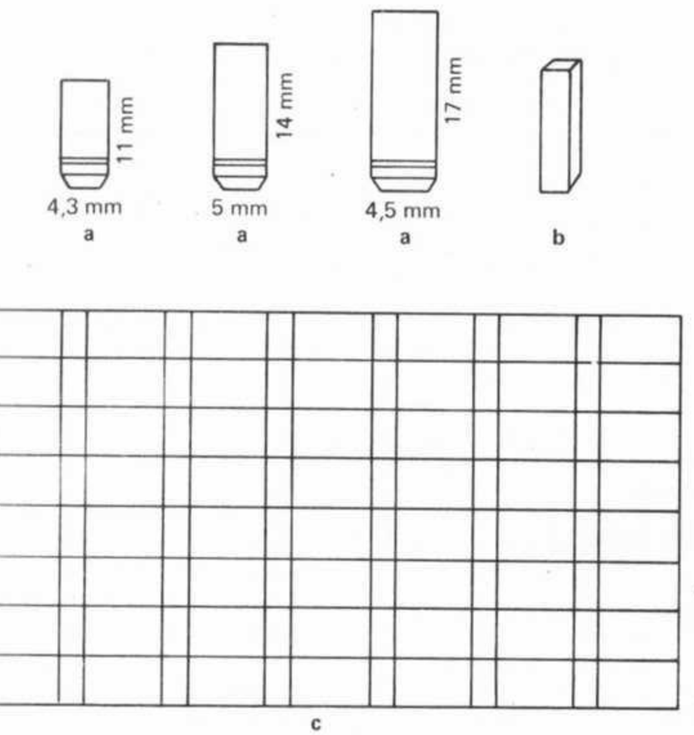

Fig. 44. a) tarjetas para pegar los insectos, b) taquito, c) planchuela.

simplemente emplear tijeras. Los tamaños corrientes son los siguientes: 11 × 5 mm; 15 × 5 mm y 18 × 6 mm. Las tarjetas más usadas son de cartulina blanca y si el entomólogo aficionado desea fabricarlas puede guiarse por la figura adjunta (Fig. 44).

Gomas

Para pegar los insectos a las tarjetas, los entomólogos usan productos especiales que pueden preparar ellos mismos o adquirir en los comercios del ramo.

En el laboratorio, se usa con preferencia un compuesto a base de cola, que se vende envasado en pomos de pequeño tamaño y tiene la ventaja de conservarse por mucho tiempo en buenas condiciones. En entomología no deberán emplearse las gomas higroscópicas y ácidas pues tienen el inconveniente de oxidar los alfileres después de un tiempo.

Además pueden usarse la goma arábiga, la goma laca y la gelatina. La goma laca se disuelve en alcohol, la gelatina en

ácido acético glacial y la goma arábiga en agua caliente. Estos productos también suelen usarse como adherentes en forma de compuestos.

Se utiliza también el esmalte trasparente para las uñas que puede adquirirse en cualquier casa de cosméticos. Tiene la ventaja de que no lo afecta ni la humedad ni el moho, ni se oscurece con el tiempo. Se disuelve en acetona.

Si se desea fabricar la goma, se puede usar la fórmula de Dury que es la siguiente:

Goma árabiga	7 g
Goma tragacanto	3,5 g
Glicerina	1/2 cucharadita
Acido fénico	4 gotas

o la fórmula aconsejada por Tylliard:

Goma arábiga	60 g
Azúcar	30 g
Acido fénico	8 cm^3
Agua destilada	45 cm^3
Alcohol 90°	8 cm^3

Taquitos

Son trocitos rectangulares de material especial que se venden en el comercio. Pero puede fabricárselos con madera de sauce, balsa u otra similar, y de las siguientes medidas: 3 × 3 × 13 mm (Fig. 44).

DIFERENTE FORMA DE MONTAR LOS INSECTOS ADULTOS

Una vez que se ha realizado la caza del insecto y se le ha dado muerte, se procede a su montaje para facilitar su estudio y poder conservarlo en mejores condiciones. Terminada dicha operación los insectos pasarán definitivamente a ocupar su lugar en la colección, previa colocación de los datos correspondientes.

Los insectos deben ser preparados a más tardar al día siguiente de provocada su muerte, evitando de este modo que se resequen demasiado, pues esto dificultaría su manipuleo. Si están resecos, será necesario colocarlos en la cámara húmeda hasta conseguir que sus articulaciones se vuelvan fláccidas.

Para los insectos pequeños de los diversos grupos y especialmente los microlepidópteros, se aconseja utilizar un doble montaje.

Montado simple

El alfiler debe ser introducido en el insecto verticalmente, cerca del centro de gravedad (tórax). Si se dispone de las comodidades necesarias los insectos delicados y especialmente los microlepidópteros, deberán pincharse en el lugar donde se los colecciona y depositárselos en cajas que se llevan para tal fin.

En los lepidópteros el alfiler se introduce justamente en el centro del metatórax. Para realizar esta operación se toma el ejemplar entre el dedo índice y el pulgar, evitando en lo posible perjudicar el material. Efectuado esto, se procede al extendido de las alas siguiendo las instrucciones que se dan más adelante.

Los coleópteros deben pincharse en el ángulo superior del élitro derecho, cuidando de no afectar su posición natural y de modo que el alfiler salga por la parte ventral, entre el 2° y 3er par de patas. Las patas y antenas deben colocarse en forma recogida para evitar que se desprendan en los manipuleos posteriores. Cuando los especímenes tienen antenas largas como los cerambícidos, éstas deben estar dispuestas hacia atrás a lo largo del cuerpo como muestra la figura 45.

Los ortópteros se deben pinchar en el medio del mesotórax, al costado derecho de la quilla, pasando el alfiler entre el primero y segundo par de patas.

Los hemípteros deben ser atravesados en el escudete (mesonoto) con el alfiler, un poco más hacia la derecha de la línea media.

Los homópteros también deben prepararse atravesando el escudete del mismo modo que en el caso de los hemípteros, pero a los membrácidos se les debe colocar el alfiler en el

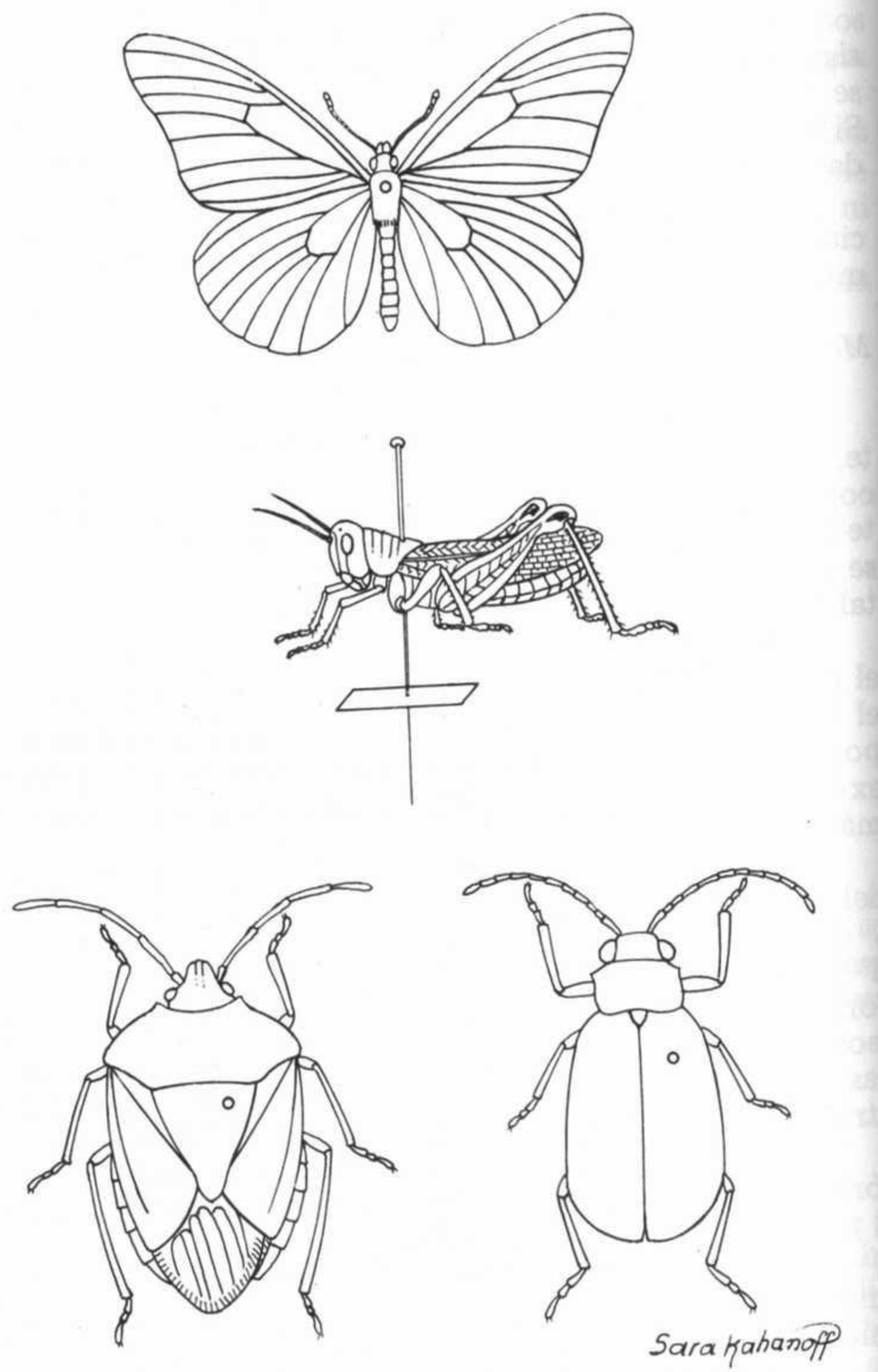

Fig. 45. Montado simple: A) Lepidóptero, B) Ortóptero, C) Hemíptero, D) Coleóptero.

pronoto, al costado de la línea media, siempre hacia la derecha.

Los dípteros, himenópteros y neurópteros se atravesarán en el centro del mesonoto y un poco al costado de la línea media.

Los blátidos, grílidos y mántidos, etc., se fijarán atravesando la quitina cerca de la base de la misma (Figs. 45 y 46).

Si los insectos se encuentran sucios, se los limpiara con un pincel blando y seco o mojado en bencina o éter acético.

Montado doble

Se llama así cuando además del alfiler hay otro medio. A los insectos pequeños o muy pequeños se los conserva en las colecciones en montado doble, el que se realiza por medio de las tarjetas, sobre las cuales se coloca el espécimen pegándolo con una solución adherente (goma). En las tarjetas rec-

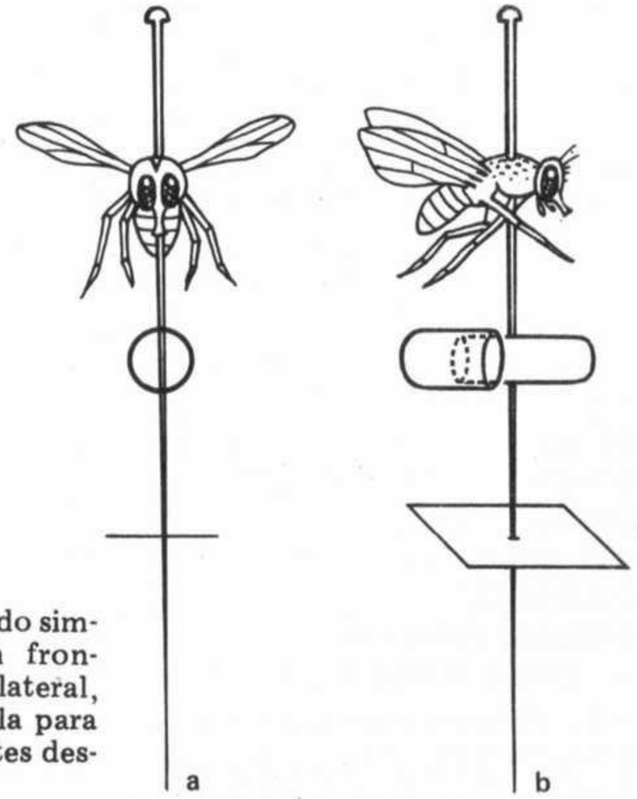

Fig. 46. Montado simple: a) posición frontal, b) posición lateral, mostrando cápsula para depositar las partes desprendidas.

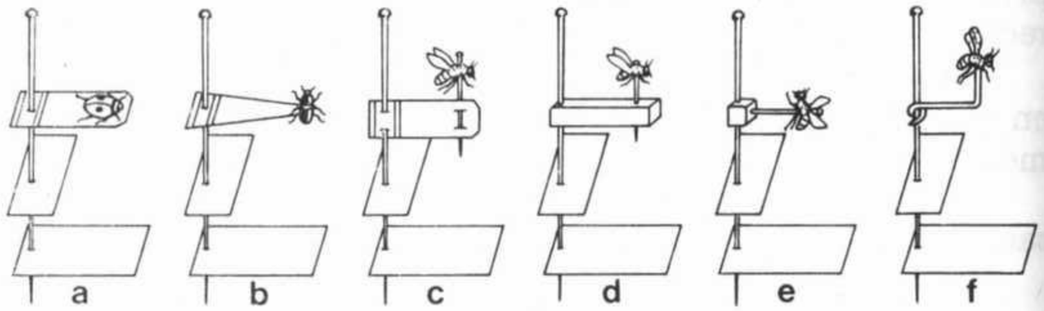

Fig. 47. Montado doble: a) con tarjetas rectangulares, b) con tarjetas triangulares, c) con minucias y tarjetas verticales, d) con minucias y taquitos, e) con minucias y taquitos cúbicos, f) con alfiler doblado y arrollado.

tangulares se coloca una gotita de goma y encima se deposita el insecto en las posiciones dorsal, ventral o lateral, siempre de acuerdo con la conveniencia del caso.

No es aconsejable fijar ciertos insectos, especialmente los microlepidópteros en las tarjetas por los inconvenientes que se presentan para su estudio. En las tarjetas triangulares, el espécimen debe colocarse en el ángulo opuesto al alfiler, pegándolo por su parte inferior de modo que el ejemplar quede casi totalmente libre.

Siempre el alfiler va clavado del lado opuesto al insecto, pudiendo utilizarse en estos casos alfileres de inferior calidad, ya que al no estar en contacto directo con los insectos no se oxidarán y, por consiguiente, no se desmerecerá la presentación ni se alterarán los insectos.

La goma podrá ser llevada hasta la tarjeta por medio de un alfiler común clavado en un alargador que oficia de mango, de modo que la cabeza del alfiler haga las veces de cuchara; esto permitirá graduar la cantidad de goma a depositar de acuerdo con el tamaño del insecto. Un modo práctico empleado en el laboratorio es clavar un alfiler en un corcho y usarlo directamente.

Los insectos muy pequeños que se clavan con minucias, también necesitan doble montaje; en este caso se clava sobre un taquito la minucia con el insecto ya preparado y en el extremo opuesto se coloca el alfiler entomológico.

También se efectúan montados dobles en otras formas

menos habituales que pueden verse en la figura 47: alfileres doblados en forma de codo, tarjetitas verticales, taquitos, cubitos, etcétera.

No es aconsejable atravesar todo el cuerpo de ciertos insectos con un alfiler o minucia, porque en la parte dorsal se encuentran excelentes elementos de clasificación. En estos casos se introduce la punta del alfiler por la zona ventral o lateral del insecto, sin que ésta perfore la cubierta dorsal.

DESENGRASE DE INSECTOS

Entre los insectos depositados en camas de algodón o en sobres se observan a veces algunos ejemplares grasosos. También se presenta este problema en colecciones mal cuidadas y en colecciones antiguas.

Los coleópteros, hemípteros, ortópteros y lepidópteros, especialmente los de gran tamaño, son los más expuestos.

La forma más conveniente y usada para desengrasar los insectos, es sumergirlos en un tubo con benzol por algunas horas, luego sacarlos del líquido y dejarlos secar sobre papel absorbente o papel secante.

Es conveniente colocar papel secante en el fondo del tubo para alejar el espécimen del exudado acuoso y otras impurezas que se desprenden del material.

Si los ejemplares desengrasados conservan polvo adherido, puede pasárseles rápidamente un pincel de pelo de camello, sin estropear las cerdas, pelos, etc., y pegarlos a la tarjeta. Los ejemplares clavados después de desengrasados no corroen los alfileres.

La observación de las estructuras quitinosas puede hacerse, de esta manera, como si se tratara de insectos vivos.

ROTULADO

Es de suma importancia que los especímenes vayan a las colecciones perfectamente rotulados. Un ejemplar que no posea etiqueta pierde su valor. Las etiquetas deben llevar los principales datos de ubicación, fecha de recolección y

nombre del colector. En etiqueta aparte debe colocarse el hospedero, que puede ser la planta, nido de pájaro, hormiguero, agalla, etcétera.

Tarjetas para rotular

Los aficionados podrán hacer uso de dos etiquetas, la superior será para los datos individuales de cada ejemplar y la siguiente la del hospedador. Debe procurarse que todas las etiquetas sean lo más reducidas posible.

El nombre del colector también debe figurar en la etiqueta, aunque sea en forma abreviada, pues él es quien asume la responsabilidad de lo informado y a quien se podrá recurrir para mayor información en lo futuro, más aun si se toman estos datos para la confección de listas, catálogos, etcétera.

Cuanto mayor sea la información disponible acerca de un ejemplar, mayor será el valor y la utilidad de la colección.

Procedimientos por seguir

Las etiquetas deben escribirse con letra de imprenta, ser hechas con cartulina blanca y usarse tinta china. La escritura con letra de imprenta es más legible que cualquier otro tipo. La cartulina debe ser de buena calidad, para evitar que la tinta se corra y pierda nitidez. Se aconseja usar tinta china porque es indeleble y fácil de leer (Fig. 48).

Debe tenerse presente que un ejemplar puede cambiar de colección y a veces ser estudiado por especialistas de otros

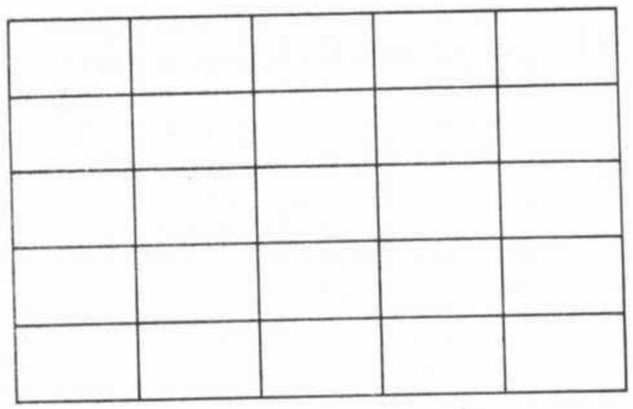

Fig. 48. Bloques de tarjetas para rotular.

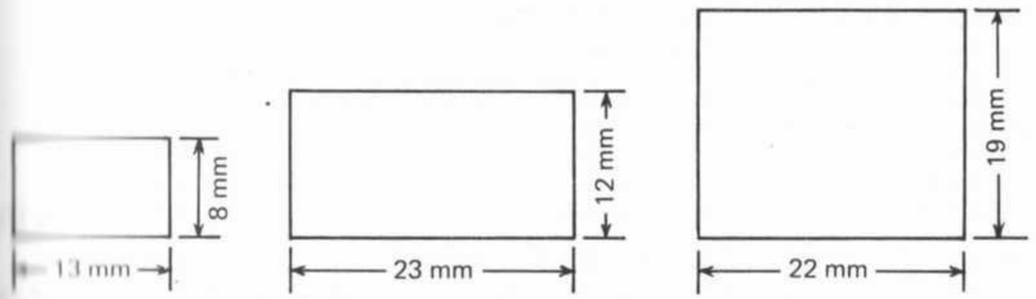

Fig. 49. Tarjetas de diferentes tamaños para rotular.

países, que no siempre tienen tanto conocimiento de localidades, plantas, huéspedes, etc., como los del país de origen.

Cuando el número de etiquetas necesario no es elevado, el colector puede confeccionarlas a mano, pero si la cantidad requerida es muy grande puede prepararlas con una imprenta casera o escribirlas en un pliego a máquina y luego procesarlas fotográficamente efectuando el número de copias necesarias, o bien recurrir al sistema "xerox" (Fig. 49).

Las etiquetas deben tener por lo menos una información mínima y ha de escribírselas teniendo en cuenta normas generales que respondan a las necesidades del colector. Se aconseja poner en la primera etiqueta, primeramente el nombre del país, luego la provincia, departamento o estado y finalmente el establecimiento, lugar, estación ferroviaria, cercana a río o laguna, etc., e indicar en el último renglón el colector y la fecha de captura. En la segunda etiqueta que, por comodidad, se usará de la misma medida que la anterior, se ha de consignar la planta hospedadora, el insecto huésped, si forma agalla, si habitan sobre nido de pájaros, etcétera.

Una vez escritas las etiquetas se las corta con el auxilio de una tijera filosa, y se las pincha con el alfiler que lleva el insecto; para evitar que se doble la punta se coloca por debajo de la etiqueta un material blando, tal como un trozo de "telgopor" o cartón (Fig. 50).

Las etiquetas, en el alfiler, deben estar a una altura convencional, para que exista uniformidad en la colección.

Las etiquetas que llevan el nombre científico del ejemplar, son de mayor tamaño que las anteriores, de modo que permiten escribir género, especie y el nombre del autor. En

las colecciones importantes se las ubica fuera del alfiler sobre el fondo de la caja y se las sujetas con microalfileres.

REBLANDECIMIENTOS

Anteriormente se aconsejó proceder al montado de los insectos poco tiempo después de provocada su muerte.

En muchos casos, esta operación no se puede realizar, y entonces es necesario depositar los ejemplares en lugares apropiados (camas de algodón, sobres de papel, etc.) hasta el momento de proceder a su preparación.

En estos casos, el insecto se endurece resultando imprescindible hacer uso de la cámara húmeda para conseguir su reblandecimiento.

Cámara húmeda

Puede ser fabricada por cualquier aficionado con un recipiente de vidrio común o material plástico de tamaño grande o mediano, con un buen cierre. Si no se desea construirla,

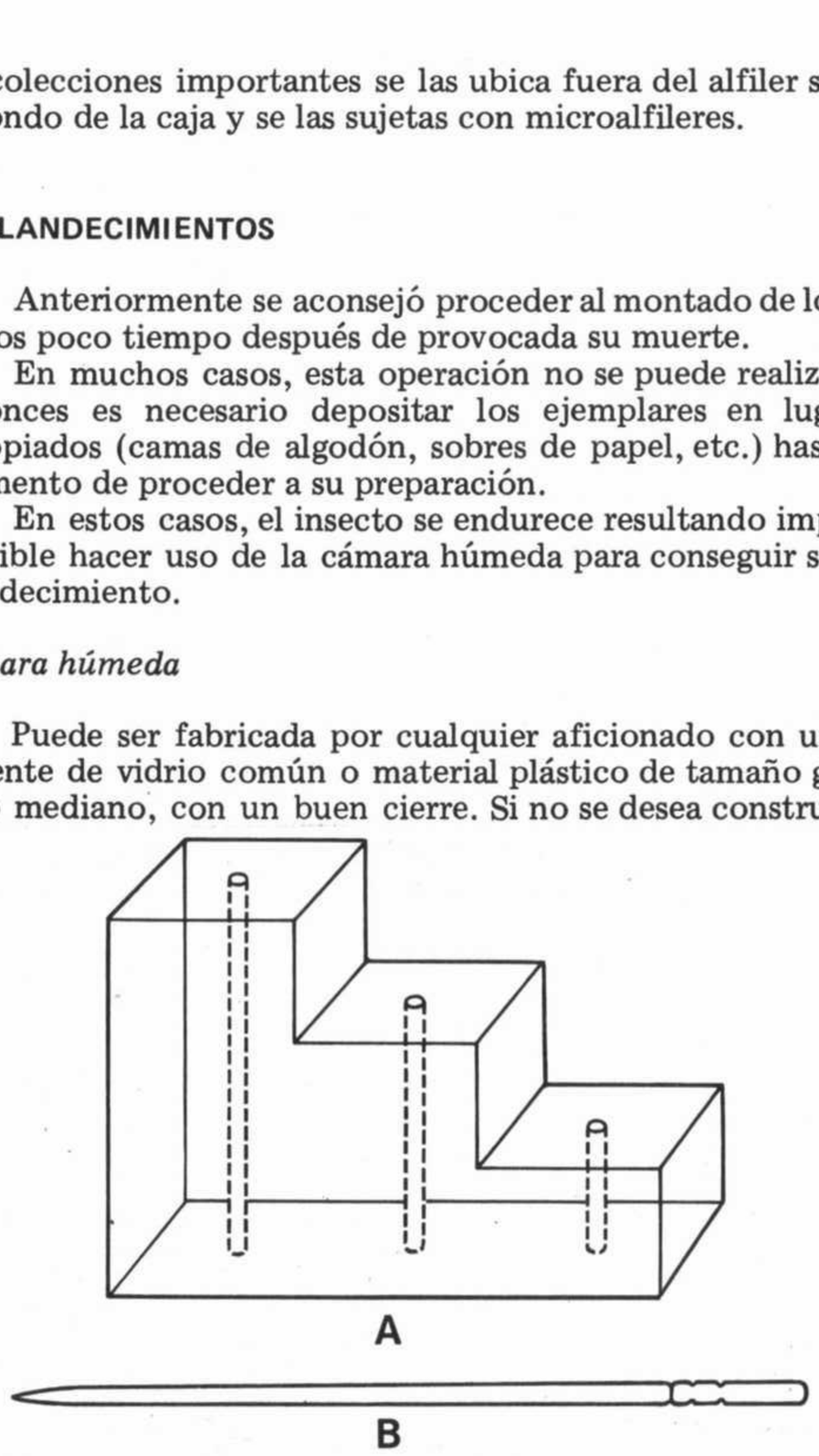

Fig. 50. Guía de altura: a) trozo de madera con tres alturas,b) cabo de pincel que oficia de calibre de altura.

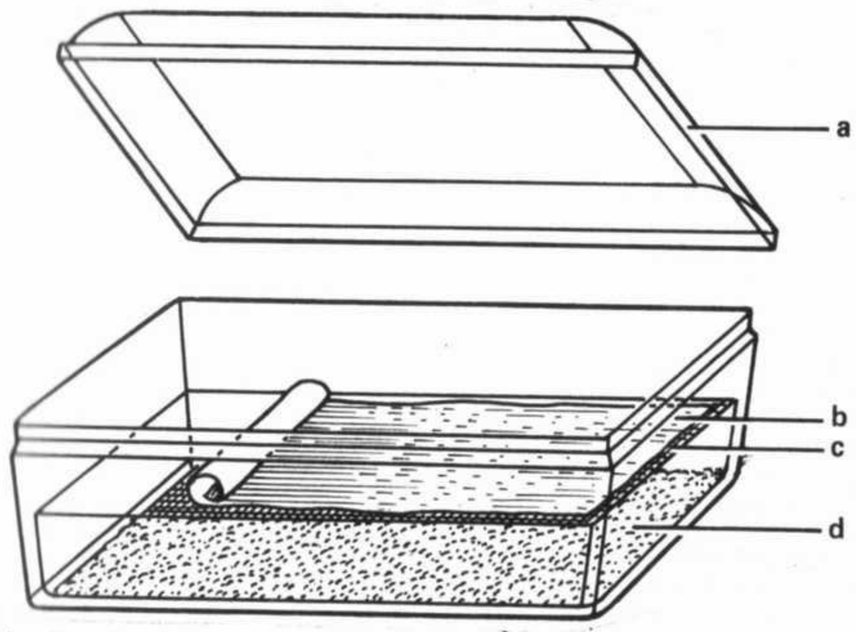

Fig. 51. Cámara húmeda: a) tapa, b) papel de filtro, c) alambre tejido, d) arena húmeda.

podrá adquirírsela en comercios especializados, donde se venden con el nombre citado (Fig. 51).

Preparación de la cámara

En el fondo del recipiente, deberá colocarse una capa de arena humedecida; sobre ésta se ponen unos listones de madera o "telgopor", o un alambre tejido inoxidable, y por último papel blanco, cubierto con una hoja de plástico en donde se depositarán los especímenes que se deseen ablandar.

Como la atmósfera húmeda que se provoca dentro de la cámara favorece enormemente el desarrollo de moho y dado que éste perjudica a los insectos, será conveniente evitarlo colocando en el interior unas gotas de ácido fénico o formol para desinfectar ese ambiente.

Los insectos que están en cámara húmeda deberán ser observados de vez en cuando, con el fin de comprobar su estado. Si se los deja demasiado tiempo en el interior de la cámara se perjudicarán, porque el agua que se deposita en sus cuerpos llega a mojarlos de tal manera, que les hace perder gran parte de su valor.

Cuando se desee ablandar un espécimen con rapidez, se lo coloca en un pequeño recipiente o tubo con alcohol metílico; al cabo de una hora, el ejemplar estará lo suficientemente blando como para poder ser preparado.

EXTENDIDO DE ALAS

Los lepidópteros, trichópteros, odonata, se conservan en las colecciones con sus alas extendidas. En el caso de las "langostas", "cucarachas" y algunas familias de himenópteros se acostumbra colocar algunos ejemplares solamente con las alas izquierdas extendidas.

Para realizar este trabajo se utilizan aparatos llamados *extendedores*. Están construidos de cedro o pino blanco y formados por dos tablas de madera bien lijada y blanda (Fig. 52), apoyadas en sus extremos sobre dos travesaños y que llevan en la parte inferior otro travesaño longitudinal, que une las tablas anteriores. Esta barra longitudinal, tiene en la parte central una hendidura o canaleta, donde se colocan tiras de turba, corcho o cualquier otro material que permita pinchar los alfileres con facilidad.

Hay dos tipos de extendedores: fijos y variables; los primeros tienen las tablas superiores fijas, de manera que la separación entre ambas es siempre la misma, y sólo se pueden extender especímenes que tengan cuerpos del mismo tamaño.

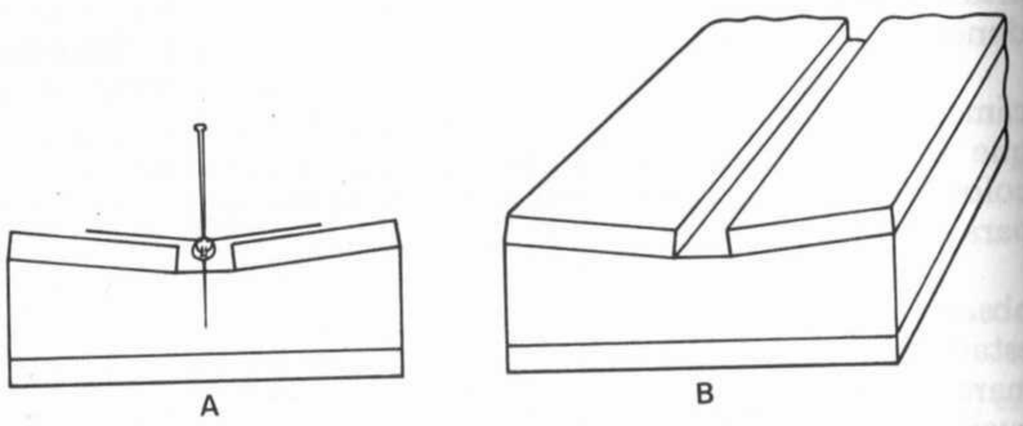

Fig. 52. Extendedor fijo: a) corte trasversal, b) vista de arriba.

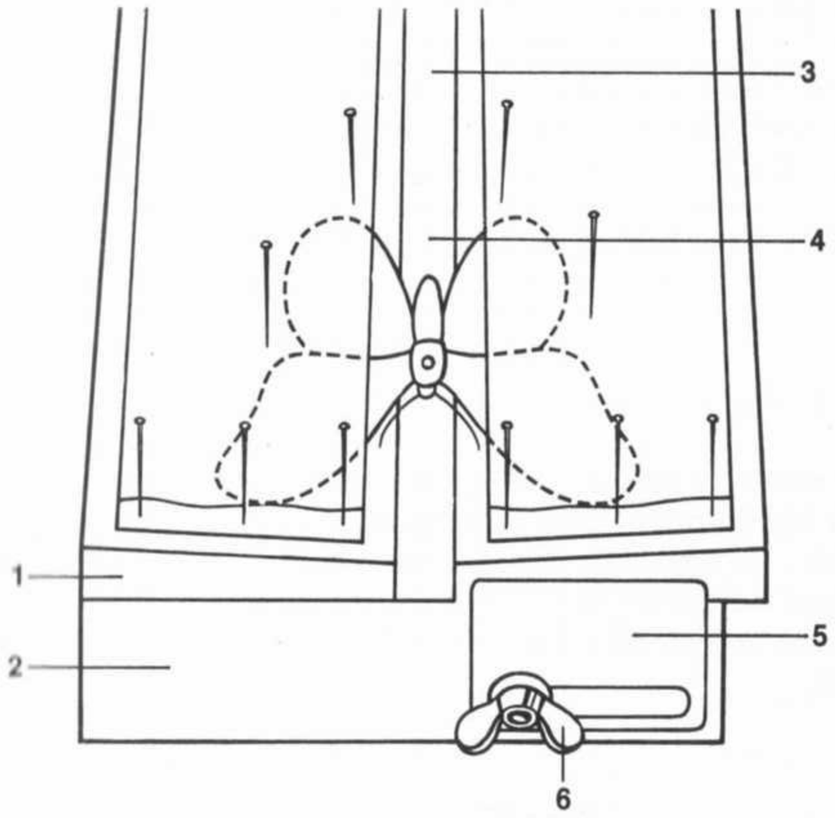

Fig. 53. Extendedor variable: 1) tabla superior de madera lisa y blanda, 2) travesaño, 3) travesaño longitudinal, 4) canaleta longitudinal, 5) chapa de metal, 6) tornillo mariposa.

Más prácticos resultan los de tipo movible que están formados como el anterior, pero sus tablas son móviles, lo que permite separarlas a voluntad para colocar cualquier insecto. En estos últimos, una de las tablas se desliza sobre los dos travesaños por intermedio de dos chapas de metal que van en sus extremos, y que se fijan a gusto del operador por medio de dos tornillos mariposa.

En los comercios del ramo, se venden estos aparatos en varios tamaños, siendo los más aconsejables los siguientes: 16,5 × 35 cm, 10,5 × 35 cm (Fig. 53).

Planchas de turba, corcho o telgopor

Se utilizan en entomología con suma frecuencia, ya sea para colocar como pisos en las cajas, para fijar los insectos

preparados antes de su clasificación o para construir extendedores destinados a microlepidópteros, etcétera.

Se trata de materiales livianos y blandos que permiten clavar los alfileres con facilidad, especialmente la turba, que está formada por residuos vegetales prensados. Pueden adquirirse en los comercios del ramo con el nombre de planchuelas de turba o corcho; las hay de diferentes tamaños.

Ultimamente se están usando materiales plásticos para estos fines con mucho éxito.

Tiras de papel

Para el estirado de las alas se usan tiras de papel. Estas deben ser de papel liso, resistente, semitrasparente y de ancho variable, de acuerdo con el tamaño de las alas a preparar. En las casas del ramo se venden rollos especiales y los hay de distinto ancho, siendo los más utilizados los de 2, 3 y 4 centímetros.

Agujas o puntas de trabajo

Como su nombre lo indica, están compuestas por una aguja común, o alfiler entomológico al que se ha sacado la cabeza, sujetas a un mango (porta-agujas) que bien puede ser de madera, fibra, metal, etcétera. En las casas de comercio se venden porta-agujas de distintos tipos, pero el más conveniente es el que lleva en sus puntas un tornillo que permite ajustar cualquier tipo de aguja.

Alfileres

Son alfileres comunes, de cabeza de vidrio, o cualquier otro material que permita hacer presión al clavarlos sobre madera.

Pinceles

Estos se utilizarán para limpiar los insectos, deben ser por lo tanto de pelo blando, preferentemente de pelo de camello o de marta.

Procedimiento por seguir

Una vez que se ha terminado con el montaje de los insectos y antes de que éstos se endurezcan, será necesario arreglarles las patas y antenas, y a ciertos grupos, las alas.

Para estirar las alas es necesario utilizar el extendedor descrito anteriormente y seguir las instrucciones que se dan a continuación:

Será necesario aflojar los tornillos mariposa, para lo cual se separa la tabla móvil hasta conseguir la separación deseada de acuerdo con el tamaño del tórax del insecto, y luego se ajustan nuevamente los tornillos teniendo cuidado de que las tablas queden perfectamente paralelas. A continuación se colocan las tiras de papel sobre las tablas superiores, sujetándolas por medio de los alfileres con cabeza de vidrio. Esta operación se realiza de la siguiente manera:

1. Se coloca una tira de papel sobre una de las tablas, se la fija en la parte superior con tres o cuatro alfileres, cuidando que quede paralela al borde interno de aquélla y algo entrada, para poder manejar las agujas que permitirán acondicionar las alas.
2. Se coloca otra tira de papel sobre la otra tabla y se repite el procedimiento; se tendrá así el extendedor listo para preparar los ejemplares.

Una vez que se ha graduado la separación de las tablas de acuerdo con el cuerpo del insecto, se clava el alfiler que lo sostiene en el corcho o la turba que está en la ranura central, controlando que las alas queden en un mismo plano con las tablas y por debajo de las tiras de papel.

A continuación, con ayuda del porta-alfiler, se desplaza el ala anterior hasta la posición deseada, se baja la tira de papel asegurándola con un alfiler en la parte superior del ala y con otro en la intersección de las dos alas.

Se continúa con el ala posterior, procediendo en la misma forma, y se coloca un alfiler en la parte inferior del ala y otro en la intersección de las dos alas, si es necesario. Se procurará no atravesar las alas con los alfileres.

Para extender el otro par de alas se sigue el mismo pro-

cedimiento. Por razones de comodidad, se debe empezar siempre con el par de alas izquierdo.

También resultará muy práctico empezar a trabajar desde la parte media del extendedor hacia un extremo, y luego darlo vuelta y continuar en la otra mitad.

En un insecto bien preparado, debe quedar el abdomen en la misma línea horizontal que el tórax; también debe cuidarse que los insectos de una misma colección, estén preparados en igual forma, pues resulta desagradable ver insectos a diferentes alturas, o pegados en tarjetas desiguales, se debe cuidar muy especialmente el nivel de las alas, que sin duda es donde la falta de igualdad se hace más visible. Para evitar esto se aconseja seguir en todos los casos las mismas normas, especialmente en el extendido de los lepidópteros, donde debe procurarse que el borde posterior del ala anterior quede perpendicular al eje del cuerpo, y que el borde superior del ala posterior se encuentre unido al ala anterior.

En otros órdenes como ortópteros, neurópteros, efemé-ridos, odonatas, plecópteros, etc., debe colocarse el borde superior del ala posterior perpendicular al eje del cuerpo y el ala anterior, oblicuamente hacia adelante.

Como toque final, se aconseja echar en la inserción de las alas con el cuerpo, y por medio del pincel, una gota de benzol que, además de acelerar el endurecimiento, ahuyentará los insectos que destruyen las colecciones. Repetir esta operación varias veces antes de retirar el insecto de la turba o pulverizar con bencina el total con un aparato del tipo "aerosol", con lo cual se evita también que los hongos hagan presa del material.

Algunos entomólogos acostumbran, para extender macrolepidópteros, usar una plancha de turba o de madera lisa y blanda de 20 × 30 cm, en vez del extendedor explicado anteriormente. Se toma la mariposa a preparar y se la coloca sobre la plancha con la faz ventral hacia arriba; luego se le clava un alfiler en el tórax, y se la prepara del modo antes descrito.

Una vez seco el ejemplar (comúnmente después de una o dos semanas), se extrae el alfiler entomológico mediante un movimiento circular; luego se retiran los demás alfileres de cabeza de vidrio y las tiras de papel. Se toma el ejemplar con

la ayuda de una pinza y se le da vuelta. Una vez en esta posición, se introduce el alfiler por la parte dorsal y por el mismo agujero dejado por el pinchazo anterior. Para terminar la operación, se pone una gotita de goma arábiga en el alfiler a fin de evitar movimiento.

ENDURECIMIENTO

Los insectos pequeños deberán permanecer por lo menos 10 días en el extendedor y los grandes, de 20 a 30 días según el clima.

Es de mucha importancia no sacar los insectos del extendedor en días húmedos, porque la humedad ablandará de tal manera las alas que no quedarán en un mismo plano.

Cuando los insectos extendidos se encuentren secos, siempre aprovechando los días de poca humedad, se procederá a retirar con mucho cuidado los alfileres con cabeza de vidrio, luego las tiras de papel. Se podrá entonces sacar los insectos del extendedor, tomándolos por el alfiler o minucia que les atraviesa el cuerpo; quedan así listos para el rotulado.

En ningún caso debe quitarse el alfiler que atraviesa el insecto, pues éste servirá para fijarlo definitivamente en la caja.

EXTENDIDO DE LAS ALAS DE MICROLEPIDOPTEROS

Para el extendido de las alas de ciertos microlepidópteros, en especial, y de otros insectos pequeños, se requiere actuar en forma más cuidadosa que cuando se trata de insectos de mayor tamaño.

Como primera medida, es conveniente utilizar minucias en vez de alfileres. Existen minucias de diferente grosor y de varias alturas que se aplicarán de acuerdo con el tipo de material empleado.

Las maripositas pueden ser preparadas sobre planchas de turba, con la faz ventral hacia arriba o del modo antes mencionado para los macrolepidópteros, o bien con un tipo de extendedor que se fabrica y utiliza con buenos resultados.

Para construir estos extendedores se toma una planchuela de turba de 24 × 11 cm, se la pega sobre la turba con goma común, un papel fino, similar al "multicopia", el que dará a la planchuela mayor duración y permitirá pinchar los alfileres con la misma facilidad. Una vez que se ha secado dicho papel, se toma un cartón o madera blanda de aproximadamente 3 mm de espesor y se corta en tiras de 25 cm de largo por 11 cm de ancho; dos de dichas tiras se pegan sobre el papel en un extremo de la planchuela, dejando entre ambas tres o cuatro milímetros de separación, de modo que el otro extremo de la planchuela quede libre para pegar otras dos tiras de cartón (Fig. 54).

A continuación, y tal como en el caso anterior, deberán colocarse y sostenerse las tiras de papel para sujetar las alas, con lo cual el extendedor quedará listo para su uso.

El procedimiento a seguir es similar a los anteriores. Se pincha el insecto por medio de una minucia en la ranura dejada a tal efecto, de modo que quede un poco más alto que los cartoncitos; luego se levanta una tira de papel,y por medio de la aguja o punta de trabajo se estiran las alas de un lado sobre el cartón, se baja la tira de papel, y se fijan con los al-

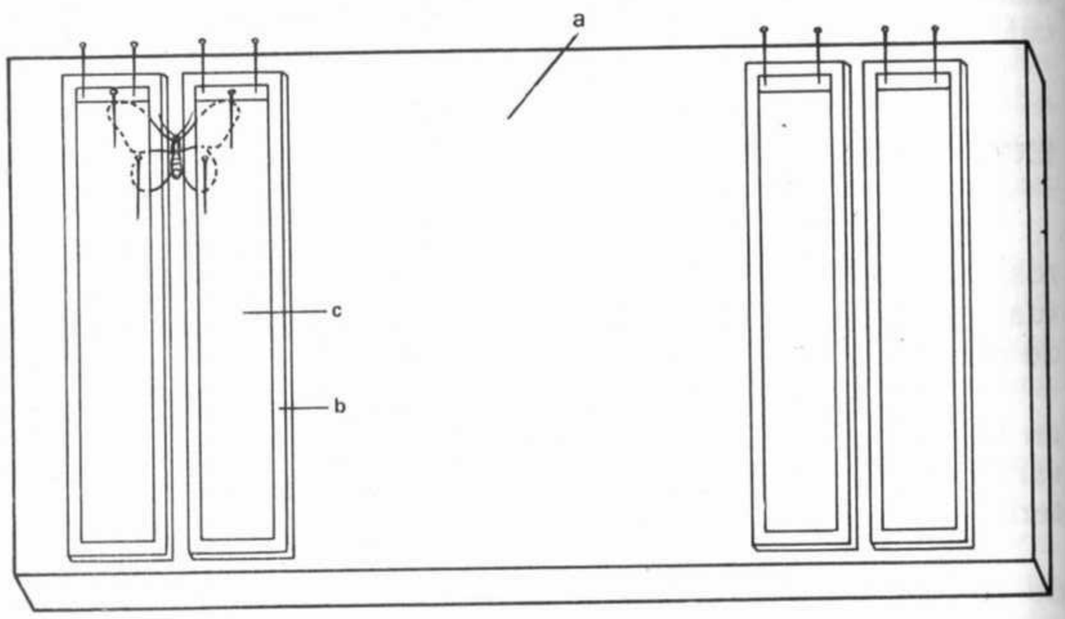

Fig. 54. Extendedor para microlepidópteros: a) planchuela de turba cubierta por un papel multicopia,b) tiras de cartón,c) tiras de papel.

fileres de cabeza de vidrio en su posición definitiva; lo mismo se hace con las alas del lado opuesto. Hay que procurar que el plano de las alas quede en el mismo nivel que los cartones.

En todos los casos es conveniente empezar con el par de alas izquierdo y procurar que al extenderlas, la parte inferior del ala superior quede en ángulo recto con el cuerpo.

Una vez terminado con el extendido, se deja caer, por medio del pincel, una gota de bencina en la inserción de las alas; después de su endurecimiento se sigue el mismo procedimiento empleado para los macrolepidópteros.

PREPARACION DE LARVAS

Esta operación debe ser efectuada con sumo cuidado, evitando destruir pelos y estructuras de valor taxonómico que sirven para los estudios posteriores.

La técnica a emplear es la siguiente: se da muerte a la larva colocándola en agua hirviendo durante 3 o 4 minutos; se saca el ejemplar del agua, y tomándolo entre los dedos pulgar e índice se harán los cortes necesarios, según los diferentes órdenes a que pertenezcan.

Preparación de larvas de coleópteros

El método aconsejado es el siguiente: una vez muerta la larva, de acuerdo con las indicaciones dadas, se procede a la separación de la cabeza del resto del cuerpo, con ayuda de agujas enmangadas, luego se corta el tegumento a lo largo de las líneas dorsal y ventral (b y c) (Fig. 55).

En los escarabeidos, los últimos segmentos abdominales poseen caracteres taxonómicos importantes, por lo que, antes de realizar los cortes longitudinales (b y c), se deben efectuar los cortes (d y c). Realizada esta operación, todas las partes son tratadas en solución de potasa al 10% hasta conseguir la destrucción del contenido interno.

De la solución de potasa se trasvasará a un recipiente pequeño con agua, donde se procederá a su limpieza. Se deben realizar varios cambios de agua. Después se pasa a alcohol 70° agregando algunas gotas de ácido acético; luego se pasa

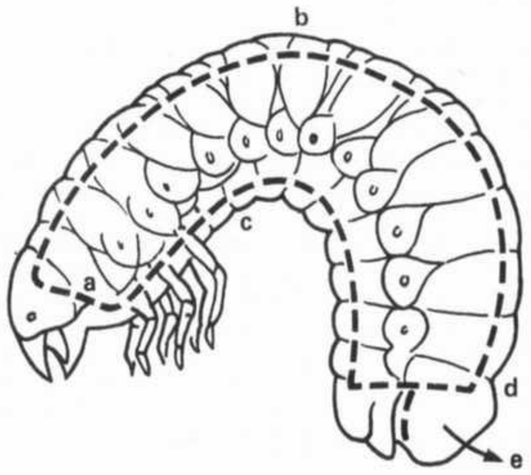

Fig. 55. Larva de coleóptero mostrando por dónde deben hacerse los cortes.

a alcohol absoluto y a continuación a aceite de clavo o creosota de haya, y por último se monta en bálsamo de Canadá sobre un porta-objetos.

Preparación de orugas de lepidópteros

Para el estudio taxonómico de las orugas de lepidópteros es aconsejable conservarlas en tubos de vidrio en alcohol 70° a 80° tapados con algodón, y dentro de frascos más grandes llenos también de alcohol.

Los microlepidópteros, y otros Ordenes de pequeño tamaño, se conservan principalmente como preparados microscópicos.

El procedimiento es el siguiente:

Se coloca la oruga en solución de potasa cáustica al 5% en frío, durante 24 horas. Si la larva es pequeña se la coloca entera, y si es de tamaño grande se la coloca abierta a todo lo largo; para abrir la oruga, se la coloca bajo agua, y con ayuda de un instrumento cortante (fabricado por el mismo entomólogo con un pedazo de hoja de afeitar, adosado a un mango), y de un mondadientes (palillo), se realiza un corte longitudinal por la línea subespiracular, empezando por el extremo posterior del abdomen. La punta del instrumento cortante se introduce debajo de la cutícula, dirigiéndola hacia adelante, y

con la ayuda del mondadientes se practica la incisión (Fig. 56).

Luego se sumerge la oruga en una solución de potasa y después que ésta actúe, se la pasa nuevamente al agua donde se procede a la eliminación del contenido y a su limpieza; después a alcohol 70°, alcohol absoluto, aceite de clavo, xilol y finalmente se monta el ejemplar en bálsamo del Canadá.

Las larvas de tamaño mediano se deben colocar junto con la cápsula cefálica en el mismo porta-objetos, pero bajo diferente cubre-objetos. Las orugas grandes pueden estudiarse sin necesidad de realizar preparaciones microscópicas, siguiendo la técnica siguiente: a) matar la oruga en una solución de 9 partes de alcohol etílico y 1 parte de ácido acético glacial; b) inyectar la misma solución por la zona anal con el fin de dilatar el cuerpo; c) volver el material tratado a la solución original y dejarla por 24 horas; d) trasladar a un frasco de depósito de alcohol etílico 70° y dejarlo hasta su estudio (Godfrey, 1972).

Preparación de larvas de dípteros

Las técnicas generalmente seguidas para realizar prepa-

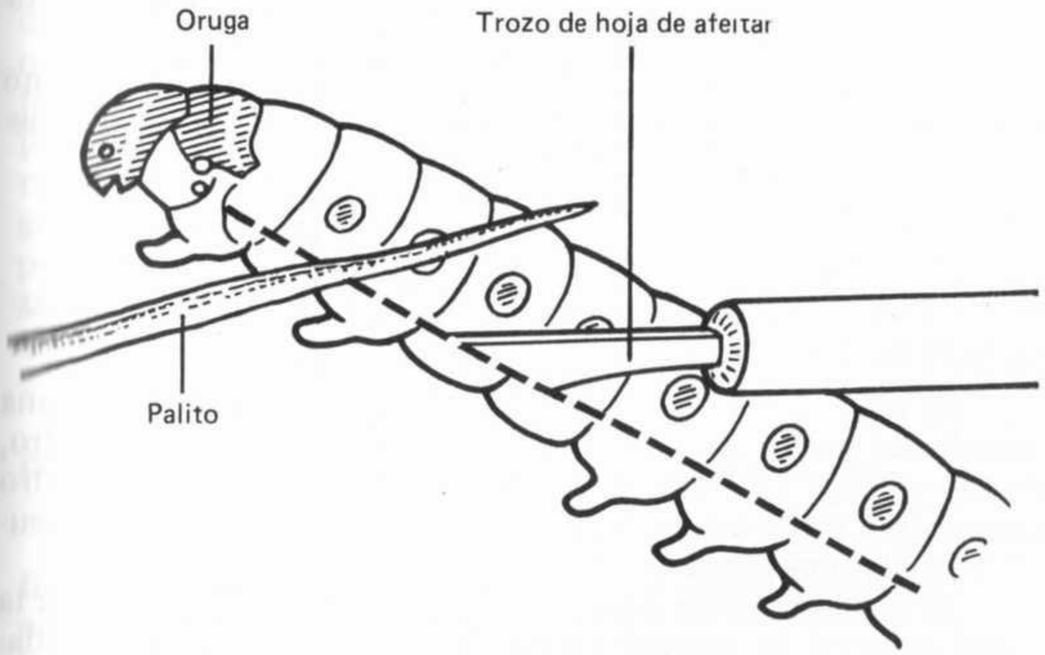

Fig. 56. Modo de realizar el corte longitudinal de una oruga.

rados de larvas de dípteros son las siguientes: primero se da muerte a las larvas colocándolas en agua a 70 °C, más o menos durante 3 o 4 minutos, teniendo cuidado de que el agua no esté demasiado caliente para no perjudicar los tejidos.

Una vez muerta la larva, y luego de haberse conseguido cierta rigidez por la coagulación de las albúminas, se la saca del agua, y tomándola con los dedos pulgar e índice se hará un corte longitudinal del lado izquierdo, desde la cabeza hasta el ano, procurando no desgarrar los tejidos. Para efectuar dicho corte podrá emplearse una hoja de afeitar.

Se hará hervir el ejemplar en hidrato de potasio al 5% en baño de María durante unos minutos, observando cuidadosamente que no se deshaga. Se coloca la larva en agua destilada y se procede a eliminar los residuos que hayan quedado adheridos, repitiendo esta operación 2 o 3 veces si se considera necesario. Si se cree conveniente se pasa nuevamente a agua destilada y se hace hervir en baño de María unos minutos.

El ejemplar se extiende en un porta-objetos con una gota de líquido Faure y luego se apoya suavemente el cubre-objetos. Si se desea conservar la preparación definitivamente, será necesario pasar la larva después de la limpieza por la serie de alcoholes, luego por xilol y finalmente proceder al montado en bálsamo del Canadá.

Las larvas de dípteros especialmente y otros insectos no pigmentados, pueden ser tratados con la solución de Hetherington, cuya fórmula es la siguiente:

Alcohol absoluto	20 cm^3
Cloroformo	15 cm^3
Acido acético glacial	5 cm^3
Fenol cristalizado	10 g

El material, una vez aclarado y fijado, se trasporta a una mezcla de partes iguales de dicha solución y aceite de cedro, donde se deja 15 minutos pasándolo luego a aceite de cedro puro hasta infiltración. Finalmente se monta en bálsamo neutro con algunas gotas de aceite de cedro.

Si se desea hacer una preparación rápida para observar la parte externa se puede proceder como se explica seguidamente.

Se mata la larva con líquido Carnoy, éter acético o alcohol 70°; la fórmula del primero es la que a continuación se detalla:

Acido acético glacial	5 cm^3
Cloroformo	15 cm^3
Alcohol absoluto	30 cm^3

y se monta directamente en líquido Faure entre porta y cubre-objetos.

Preparación de larvas coloreadas

Cuando se desea preparar larvas pequeñas para estudios posteriores, resulta ventajoso teñirlas. Para ello se intercala una etapa en el procedimiento anterior: después del pasaje por alcohol 70°, con ácido acético, se las pone por unos minutos en fucsina ácida o tintura de mertiolate, y luego se continúa con alcohol absoluto, aceite de clavo o creosota de haya, y se monta en bálsamo del Canadá.

Las piezas bucales que se deseen estudiar, como por ejemplo las mandíbulas, deben ser extraídas con sumo cuidado y preparadas en el mismo porta-objetos, pero bajo cubre-objetos. Para evitar la deformación de la pieza, se deben usar taquitos colocados en posición triangular. (Se pueden comprar tales taquitos en el comercio o fabricarlos con un material plástico.) Los taquitos deben ser pegados con goma arábiga, primeramente, y esperar que queden bien adheridos al porta-objetos; luego se coloca el bálsamo del Canadá y las piezas en estudio, y por último el cubre-objetos que se comprimirá suavemente en el centro, hasta conseguir la altura deseada.

CORRECCION DE PREPARACIONES MICROSCOPICAS

Cuando se inicia el estudio de algún grupo de insectos se tiene, a veces, necesidad de volver a montar preparados microscópicos que, por una u otra razón, se encuentran en malas condiciones.

Es común observar preparados en que la pieza conservada se encuentra en un plano inclinado, en vez de estar en po-

sición horizontal, o que está doblada dificultando la visión de algún apéndice de valor taxonómico; otras veces, está aplastada e interfiere la observación y comparación con otras preparaciones, o bien es necesario teñir nuevamente preparados mal teñidos. También puede suceder que la resina usada como medio se haya resumido y forme zonas escotadas, dejando a la pieza, o parte de ella, fuera del líquido; que el cubre-objetos se haya desplazado por algún descuido durante el secado; que el medio utilizado no haya sido el más adecuado, etcétera. En cualquiera de estos casos es necesario deshacer el preparado y rehacerlo.

El primer paso es determinar el disolvente apropiado. Si se supone que el medio es una sustancia resinosa, el mejor disolvente será el xilol, o en su defecto el alcohol absoluto. Si se trata de bálsamo del Canadá muy viejo, se podrá emplear un mezcla de partes iguales de xilol y alcohol absoluto. Si en estos disolventes no se consigue separar el porta del cubre-objeto, es señal de que no se trata de una resina, y en este caso deberá ensayarse con agua que disuelve los compuestos con base de goma arábiga, tales como el líquido de Faure o el de Hoyer y otros.

El preparado microscópico deberá colocarse en un recipiente con fondo plano (por ejemplo, una caja de Petri), de modo que quede en posición horizontal, especialmente en los últimos momentos, de forma tal que al despegarse cubre y porta-objetos permanezcan en su lugar, y que el preparado no se desplace hacia el fondo del recipiente.

Cuando se comprueba que el medio se ha disuelto, se quitan con sumo cuidado el cubre-objetos y luego las piezas montadas. Los viejos preparados hechos con bálsamo necesitan a veces permanecer más de una semana dentro del solvente.

Si el ejemplar no ha sido suficientemente aclarado, se debería llevarlo a la solución de potasa al 5 o 10%, según los casos, y de allí continuar.

Cuando se presenta el caso de actuar con jalea de glicerina muy vieja, y más aún si se ha bordeado con algún cemento, deberá eliminarse primeramente éste con su solvente, o, en su defecto, con algún instrumento apropiado; a continuación se pondrá el preparado en contacto con ácido acético glacial, luego se sumergirá en agua, posteriormente a una solución de potasa para ablandarlo, y se continuará como en los casos anteriores.

PREPARACION MICROSCOPICA DE INSECTOS SECOS

Para preparar los insectos secos que han permanecido guardados en cajas o que han sido pegados en tarjetas, debe primeramente introducírselos en un líquido solvente de la goma que los une a la tarjeta. Este solvente variará de acuerdo con la composición del adhesivo; por ejemplo, si el adhesivo es con base de cola vegetal, se pondrá directamente en agua; si se ha empleado colodión, se disolverá en alcohol de baja graduación y si fuera esmalte de uñas se usará acetona.

Después de separar el ejemplar de la tarjeta, se lo lleva a agua por unos minutos, y se lo pasará a la solución de hidrato de sodio o de potasio al 10% para ablandarlo y eliminar los tejidos internos que no tienen valor taxonómico; a continuación se procede como en casos anteriores a la deshidratación, aclarado, montado y etiquetado.

Si se desea que el ejemplar conserve sus colores naturales, deberá permanecer en la solución de potasa por sólo unos minutos, y pasarse luego a agua. Este procedimiento provoca a menudo perjuicios por la tendencia que tiene el material a hincharse y romperse cuando la potasa no ha sido completamente eliminada. Si se nota un aumento de volumen del material, se deberá volver nuevamente a la solución de potasa hasta conseguir la completa descomposición de los tejidos internos, tras lo cual se continuará con el método común.

Los afididos, así como también las cochinillas, malófagos y tisanópteros que se hayan secado (al igual que los ejemplares frescos), pueden ser tratados con éxito en la misma forma si se los manipula con cuidado.

CAPITULO VIII

PREPARACION DE INSECTOS PARA FINES DIDACTICOS Y EXHIBICION

Los métodos antes descritos no permiten una visión fácil de los materiales preparados, y además dejan a los insectos muy expuestos a roturas. A continuación se dan métodos de preparación que evitan estos inconvenientes.

METODO DE MONTAJE RIKER

Se usan cajas de cartón o de madera con tapa de vidrio, a las que se llena con algodón. Sobre el algodón se colocan: los insectos que se desea exhibir y las plantas que éstos afectan, sus capullos, sus orugas preparadas en seco, y en general todos los estados de su ciclo biológico, sus enemigos naturales, y la información que se desee destacar. Se desinfecta con los productos aconsejados en el capítulo correspondiente, luego se cubre con el vidrio que hace de tapa y se cierra en forma hermética con tiras engomadas.

CAJAS DE VIDRIO O DE MATERIAL PLASTICO PARA EXHIBICION DE MARIPOSAS VISTOSAS

Se construye una caja con todas sus paredes de placas de vidrio o de material plástico, pegadas con goma del tipo "cola fría".

Una vez preparada la mariposa, se corta el alfiler a la altura deseada y se pincha en un taquito pegado en el fondo de la caja. Por último se coloca la chapa de vidrio o de material

plástico que oficia de tapa y se la pega cuidadosamente por sus bordes.

PREPARACION DE MARIPOSAS VISTOSAS EN CAJAS CON BASE DE YESO

Este método es también usado para exhibición de material. Se toma una caja de madera de tamaño adecuado que se utiliza como molde; se coloca en lugar apropiado una porción de plastilina que represente holgadamente el tamaño y la forma de la mariposa que se quiere exhibir. Se engrasa el molde y se vierte la mezcla líquida de yeso hasta el borde.

Una vez seca, se saca de la caja, se alisa la superficie con una pieza cortante y se coloca la mariposa en la depresión dejada por la plastilina. Posteriormente se ponen las indicaciones que se deseen y por último un vidrio que oficia de tapa y un fondo de cartón; se bordea con una cinta engomada que la aísla del exterior.

INCLUSION DE INSECTOS EN BLOQUES DE RESINA PLASTICA

El método de inclusión en resina permite conservar ilimitadamente, con fines didácticos y de exhibición, una importante gama de insectos de diferentes Ordenes que de otro modo se deteriorarían con el tiempo y el uso. El material así preparado puede utilizarse para enseñanza en las escuelas, en cursillos y reuniones de diferentes niveles, y hacerse circular entre los concurrentes, dada su indestructibilidad.

Tiene la ventaja de ser de fácil trasporte, limpio, irrompible y de sencillo almacenamiento. Además, puede ser visto desde todos sus ángulos y ser manipulado sin peligro de rotura de las piezas incluidas. Los insectos pueden ser proyectados por medio de aparatos y observados con gran comodidad, tanto en forma directa como bajo lupa de aumentos o microscopio.

También es importante el uso de este medio de conservación en las salas de exhibición de museos y colegios; se evita de este modo la acumulación de polvo, la posibilidad de rotura de los frascos con alcohol y la necesidad de una reposición continua de los líquidos conservadores.

El método de la inclusión es relativamente nuevo y aún está en estudio. Es de esperar que en el futuro se consigan nuevas y más evolucionadas aplicaciones, con grandes perspectivas para trabajos de investigación entomológica.

Los insectos que permiten ser incluidos son principalmente los duros y quitinizados como los coleópteros, hemípteros, ortópteros, muchos homópteros, dípteros o himenópteros; siguiendo ciertas normas pueden incluirse además los lepidópteros, ciertos insectos blandos y también los estados inmaduros como larvas y crisálidos (Fig. 57).

La resina plástica

Es un material artificial, cuya designación correcta es resina poliéster no saturada. En estado bruto es un líquido de color amarillo claro. Al agregársele un endurecedor, comienza a reaccionar químicamente y luego desprende calor convirtiéndose en un compuesto gelatinoso que posteriormente se endurece y forma una masa trasparente.

Este procedimiento se denomina polimerización, es decir, la reacción mediante la cual varios centenares, y en muchos casos, millares, de unidades o moléculas pequeñas monómeras que pululan libremente en un cuerpo se unen en adiciones reiteradas y constituyen moléculas gigantes. Estas moléculas gigantes, fuertemente ligadas, configuran un compuesto limpiamente estructurado, es decir, el material está ahora formado.

En presencia de otras sustancias que actúan como inhibidores, estos monómeros o resinas permanecen en estado líquido más o menos denso. Cuando no hay sustancia inhibidora la resina se polimeriza (generalmente acelerando la reacción mediante el empleo de un catalizador): es decir, se convierte de monómero en polímero y adopta entonces el estado sólido.

La resina poliéster líquida contiene dos componentes: el *diluyente* o estireno donde nadan las partes de la resina —lo cual permite la polimerización de las partículas que reaccio-

Fig. 57. Insecto incluido en un block de resina plástica.

nan con mucha facilidad— y el *acelerador* que produce la reacción a la temperatura ambiente y dentro del tiempo estipulado.

Al ligarse, las moléculas se unen más y una pequeña parte del diluyente se evapora, de modo que la resina endurecida pierde un poco de su volumen. Una vez endurecida, no puede disolverse nuevamente de ninguna manera. En este caso la materia plástica es *termoestable*. Existen otros materiales sintéticos que pueden ablandarse por medio del calor y se denominan entonces *termoplásticos*.

La forma de reaccionar de la resina depende de la temperatura; la resina incolora puede trabajarse a partir de los 15° C y los 20° C es considerada la temperatura óptima. El olor característico de la resina poliéster es similar al de la trementina y no es perjudicial si se trabaja con pequeñas cantidades. Las resinas deben ser guardadas en lugares frescos con lo cual duran hasta un año.

Se conocen varias clases de endurecedores: líquido (endurecedor MEK) y en pasta (BP o benzoílo en pasta). Es aconsejable usar el endurecedor en pasta pues es más inofensivo que los líquidos; además, se puede medir mejor y no salpica.

En la industria se preparan dos tipos de "resinas", uno completamente incoloro y que se aconseja para inclusiones entomológicas, y otro trasparente amarillento con tinte ambarino, que se utiliza para otros tipos de inclusión.

El peso específico de la resina es de 1,1 es decir que es algo más pesada que el agua. Para hacer el cálculo de la cantidad de resina necesaria, se llena el molde con agua, se pasa ésta a una probeta graduada y se mide su volumen en centímetros cúbicos; se suma a este valor una décima parte más. Otra forma de determinar la cantidad de resina necesaria para un determinado molde, es hallar primero el volumen del molde a usar y multiplicar el resultado obtenido por el peso específico de la resina.

El monómero de estireno se usa como diluyente de la resina. Su agregado hace bajar la viscosidad y permite que las burbujas de aire aprisionadas en su interior suban hasta la superficie con más facilidad.

El diluyente o metacrilato de metilo, desmejora las propiedades mecánicas del producto final. Por este motivo se aconseja trabajar con la menor cantidad posible del monómero de estireno.

Mezcla de la resina con el endurecedor

En el recipiente mezclador se coloca la mitad de la resina ya medida, y se agrega de 1 a 2% del endurecedor. Con una espátula de madera o de vidrio, se revuelve enérgicamente más o menos un minuto, hasta obtener la resina bien trasparente, y no lechosa como es originalmente el endurecedor. Entonces se vierte la resina ya preparada en el molde elegido. Se tapa el molde con una hoja de papel y se deja endurecer. La mezcla empieza a reaccionar lentamente y, después de dos horas, desprende calor y la superficie se vuelve gelatinosa.

Se conoce como tiempo de gelificación el que trascurre

desde el momento en que se agrega el catalizador hasta que la mezcla empieza a solidificarse.

Inclusión del material

El material que se desea incluir (insecto, planta) —que debe estar bien seleccionado y bien preparado— es puesto en la posición deseada, directamente sobre la capa líquida, viscosa o gelatinosa, según la constitución de la pieza. Se debe observar continuamente para constatar si ha cambiado la posición ya que, en este caso, se puede aún volver a colocarlo en la posición original.

Una vez que la primera capa se ha endurecido y enfriado, se puede verter la siguiente. Nuevamente se mezcla en la forma antes mencionada otra cantidad de resina con el endurecedor y se la vierte lentamente, empezando por la parte más baja para que desaloje el aire de las pequeñas hendiduras hasta cubrir la pieza. Si han quedado aún pequeñas burbujas de aire cerca del insecto, se aconseja mover o sacudir el molde con suavidad hasta que lleguen a la superficie; de ser necesario agregar una tercera capa, se repite la operación. Una vez terminado este proceso se deja reposar hasta el día siguiente para que solidifique bien.

Para desmoldar el contenido se introduce un cuchillo de punta delgada entre el molde y el bloque y se desliza para separarlo. Una vez conseguido esto, se retira del molde y se procede al lijado.

Lijado de la pieza

Se inicia con papel de esmeril grueso y se continúa con papel esmeril cada vez más fino. Debe cuidarse que el papel de esmeril más fino quite las rayaduras producidas por el anterior, de grano más grueso.

El papel de lija se debe adherir con chinches a un pequeño trozo de madera. Sosteniendo el bloque con una mano, se desliza con la otra la lija sobre él, formando círculos. El último lijado se hará con lija al agua de grano 600, bajo el agua.

Otro método es el lijado al agua con tela de esmeril impermeabilizada. El modo de proceder es mojar bien el esmeril

y la superficie del bloque de resina a fin de evitar que se levante polvo y eliminar la capa pegajosa con más rapidez.

Pulido de la pieza

Una vez terminado el lijado, se lava y seca la pieza. Esta presenta originariamente un aspecto blancuzco mate y sólo después del pulido adquiere un aspecto brillante.

Para proceder al pulido, se adhiere un pedazo de paño o franela a modo de almohadilla, a un trozo de madera y se le echa una cucharadita de pasta para lustrar (de la que se usa en el comercio para lustrar automóviles); luego, con movimientos circulares enérgicos se pulen todas las caras de la pieza en cuestión. Por último, con trapos suaves o franelas se le da terminación y el bloque quedará de aspecto brillante y trasparente.

Mecanismo de la polimerización

Cuando se mezcla la resina con el endurecedor, al principio no se nota ninguna reacción; sin embargo, ya ha empezado lentamente el proceso de endurecimiento. Las moléculas se van enlazando con desprendimiento de calor, hasta formar un compuesto duro y reticulado. Puede comprobarse esta reacción al observar que la resina se espesa tornándose gelatinosa, se calienta y se produce una contracción de la pieza que se vuelve más notable con el enfriamiento.

Después de varias horas o varios días, la resina se endurece más. La solidificación de la pieza aumenta aun en los días subsiguientes. Por eso se recomienda utilizar la pieza después de un tiempo prudencial de elaborada.

Cantidad correcta de endurecedor a agregar

Se puede controlar en cada caso el proceso de endurecimiento. Para la resina incolora se agrega generalmente un 2% de endurecedor.

Si las capas delgadas endurecen muy despacio y la superficie queda muy pegajosa, se aconseja agregar hasta un 4% de endurecedor. Para las capas más gruesas el riesgo es

menor si se mezcla la resina con sólo 1% de endurecedor. En caso de utilizar objetos muy sensibles al calor, debe agregarse menos endurecedor. No hay que olvidar que, por ser la resina inflamable, resulta conveniente trabajar lejos de llamas abiertas.

El tiempo de solidificación de la resina depende de la proporción del acelerador y también de la temperatura de la resina; a temperaturas inferiores a 5 °C no se consigue la gelificación. Si, después de realizada la colada, se la entibia acercándola a una fuente de calor, se acelera el proceso.

Otros factores que inciden en el tiempo de la gelificación son: el volumen de la colada, la concentración del catalizador, el agregado de pigmentos a la mezcla, etcétera.

Si la gelificación de la mezcla empieza antes de que hayan aflorado todas las burbujas, éstas quedarán atrapadas dentro de la pieza. Para evitarlo conviene: mezclar y colar cuidando de introducir la menor cantidad de aire posible, no apurar la gelificación, reducir la viscosidad de la mezcla agregando diluyente, con lo cual las burbujas subirán con más rapidez.

Las resinas trasparentes que se adquieren en los comercios del ramo ya están preparadas por el fabricante con la cantidad necesaria del acelerador, que es generalmente un preparado a base de cobalto. La diferente cantidad de acelerador contenida en las mezclas que pueden adquirirse tiene influencia en el tiempo de la solidificación y en el color de las mismas.

Con una mayor cantidad de acelerador, el tiempo de solidificación es más breve. Con el agregado normal, la solidificación dura de 1 a 2 horas, y el color del poliéster es amarillo claro a rojizo. La resina con poca cantidad de acelerador, necesita un largo tiempo de endurecimiento (hasta 12 horas), y generalmente produce un color más claro, casi incoloro. El acelerador tiene también influencia sobre el desarrollo de calor durante este proceso. La elección de la resina varía de acuerdo con los materiales que se deseen incluir. El tiempo de solidificación indicado en las instrucciones de los envases se refiere siempre a 20° C, lo cual demuestra la importancia que tiene la temperatura ambiente.

El grosor de las capas

Es posible confeccionar bloques de resina poliéster de cualquier tamaño, pero no se debe elaborarlos de una sola vez, sino en varias capas. Cada capa no debe tener más de dos centímetros de espesor, pues en caso contrario la resina reaccionaría muy enérgicamente con gran desprendimiento de calor, y se producirían grietas o burbujas. Si al volcar la resina se advierte la producción de calor, se puede colocar el recipiente en un baño de agua fría o en la heladera para moderar ésta y frenar la reacción.

El poliéster no debe echarse desde lo alto cuando se preparan objetos ramificados o muy compactos: es preferible verter varias capas más delgadas.

MOLDES O ENVASES

Los moldes a usar para incluir insectos, pueden ser de variados materiales y su elección depende de las necesidades.

En general, actualmente se usan moldes de madera, vidrio o metal los que deben untarse con cera antes de emplearse, para evitar que el material se adhiera a las paredes. Las cubetas de polietileno o polipropileno flexibles y comúnmente de color crema que se usan en las heladeras para formar cubitos de hielo pueden utilizarse para incluir insectos; tienen grandes ventajas por su tamaño y porque pueden ser trasvasados con cierta facilidad (Fig. 58). El molde debe permitir un fácil desmolde de la pieza colada, necesitándose por consiguiente que tenga la base de menor tamaño que la boca; la resina no se adhiere a esos materiales que tienen además la ventaja de facilitar el desmolde por su flexibilidad (Fig. 59). Los moldes deben estar bien limpios pues toda imperfección es reproducida por la resina y dará mayor trabajo en las etapas posteriores de lijado y pulido. Los moldes de otros materiales como metal, madera o vidrio requieren una preparación con desmoldante. El desmoldante común debe aplicarse con pincel: se dan una o dos capas y se deja secar cada una de ellas. Comúnmente, se puede aplicar al molde cera para pisos. Si los envases son de vidrio, una vez terminada la opera-

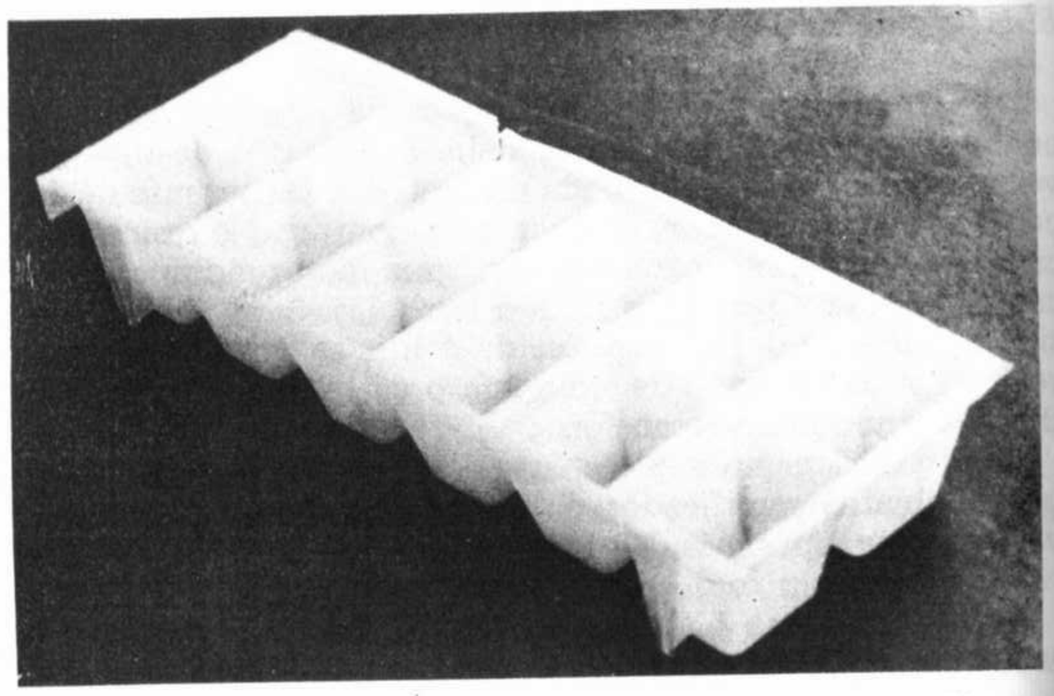

Fig. 58. Cubeta flexible para uso en heladera, usada con molde.

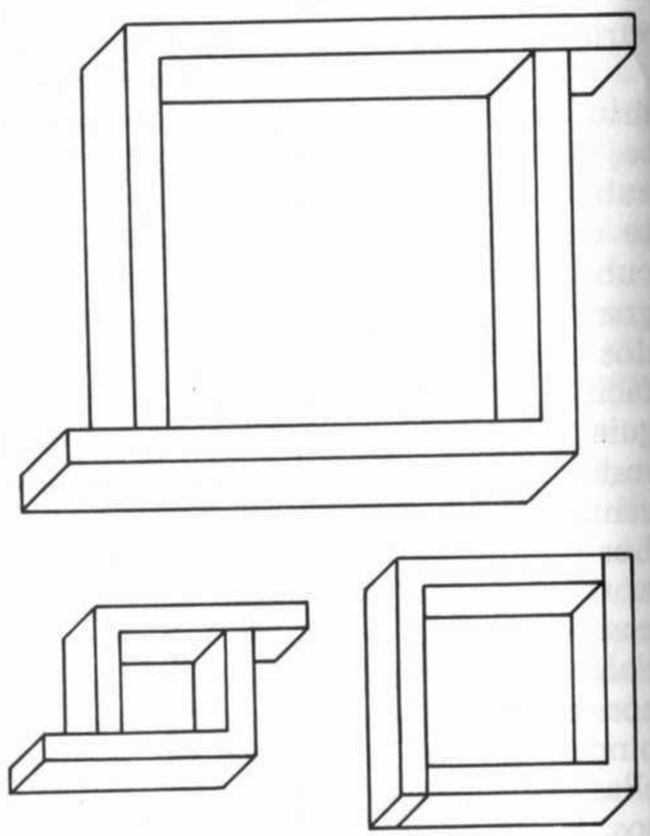

Fig. 59. Marcos de metal para inclusiones en resinas plásticas.

ción y enfriado el contenido, se rompe el recipiente y se saca el preparado.

No deben emplearse moldes de poliestireno pues son muy atacados por la resina.

MATERIALES E INSTRUMENTOS EMPLEADOS

Resina plástica o resina poliéster no saturada.
Resina poliéster con endurecedor o resina para coladas preaceleradas.
Endurecedor gelificador. Se vende en el comercio en forma líquida o en pasta.
Moldes. Pueden ser de diferentes materiales: vidrio, madera, metal, polietileno. Deben poseer la profundidad y el tamaño adecuados para el uso que se le quiera dar.
Acelerador. Es un compuesto a base de cobalto.
Acetona. Es un solvente de la resina. Se la utiliza para eliminar pequeños restos caídos sobre la mesa o la ropa de trabajo.
Cera. Se la usa para untar los moldes y evitar que la resina se adhiera a las paredes.
Utensilio mezclador. Se usa un recipiente de vidrio graduado.
Palillos de madera, de vidrio o de material plástico. Se los emplea para remover el poliéster con el agregado de un endurecedor.
Papel esmeril N° 120 y 180. Se lo emplea para el lijado de las piezas una vez terminada la operación de la inclusión.
Papel de lija al agua. Es el mismo que se utiliza para la pintura de autos en seco o bajo agua; hay varios números.
Pasta para pulir poliéster. Es también la utilizada en la pintura de carrocería de automóviles.
Trapos para lustrar. Se emplea la franela y trozos de paño suaves que no dejen pelusa.
Insectos por incluir. Deben estar bien limpios y secos y con sus extremidades y antenas bien colocadas.
Lugar de trabajo. Habitación o local bien aireado.
Mesa de trabajo. Debe ser de tamaño adecuado, debiendo cubrirse la superficie con un pliego de papel para evitar la acción de los materiales usados.
Temperatura del ambiente. La temperatura óptima es la de

20° C. Las reacciones se inician con temperaturas superiores a 15° C; con temperaturas inferiores, el poliéster tarda más en endurecerse y con temperaturas elevadas la resina reaccionará más rápidamente.
Solución de Blé:

Alcohol al 70%	90 cm^3
Formaldehído (formol) al 40%	7 cm^3
Acido acético glacial	3 cm^3

Solución fijadora de colores de hojas y flores

Acetato de cobre	100 cm^3
Acido acético glacial	100 cm^3
Agua	200 cm^3

PREPARACION DE LOS INSECTOS EN ESTADO ADULTO

Gran número de insectos pueden ser incluidos con relativa facilidad en resina poliéster. El primer paso consiste en preparar el material en su aspecto estético, así como cuidar su limpieza, eliminando la grasa y el aire que pueda tener en su interior.

Si la inclusión se realiza teniendo en consideración los pasos expuestos y se usa un material sintético de muy buena trasparencia, aumentará el poder de visibilidad y el atractivo de las especies tratadas.

Muerte del insecto

Si el ejemplar aún está con vida debe dársele muerte introduciéndolo en un frasco que contenga alcohol isopropílico al 96% durante una hora. También puede emplearse éter acético o —con gran precaución por su peligrosidad— vapores de cianuro de potasio. Las mariposas pueden ser muertas apretándoles el tórax entre los dedos pulgar e índice, o sumergiéndolas en frascos construidos al efecto que contienen cianuro de potasio; y los insectos delicados se sacrifican con alcohol isopropílico. En todos los casos se procura que los insectos no se mojen con los líquidos usados. Una vez muertos y después de una hora, quedan en condiciones y se puede proseguir con los otros tratamientos.

Insectos muertos con anterioridad

Los coleópteros, himenópteros, ortópteros, etc., que se encuentran depositados en camas de algodón o en sobres de papel deben ser ablandados en cámara húmeda para proceder al arreglo de patas, alas y antenas.

Desengrasado

Los ejemplares que tengan en su interior aceite, grasa u otros productos que puedan disolverse en la resina, deben ser previamente desengrasados, introduciéndolos durante varias horas antes de ser incluidos en frascos que contengan bencina, alcohol, acetato de etilo, etcétera.

Secado

Las especies que se desee incluir deben estar bien secas, para evitar que se produzca una nube en el bloque terminado y llegue a inutilizar el material. El secado de especies duras como los "cascarudos" puede llevarse a cabo en cámaras secadoras o en estufas de laboratorio.

Deshidratado

La deshidratación se produce con la inmersión del ejemplar en una serie de alcoholes de graduación creciente, iniciándose con la solución más diluida y terminando por inmersión en alcohol absoluto, medio en el cual permanece por unos días.

El éxito de la inclusión de material blando depende, en gran parte, de la deshidratación que se le haya efectuado previamente. La formalina no causa dificultades para la inclusión.

Inclusión

Para conseguir éxito en la inclusión, se requiere realizar la operación en varios días, pues es muy importante que el proceso sea lento.

Con materiales de metal o con insectos duros o quitinizados como los "cascarudos", la deshidratación es relativamente fácil; sin embargo, el tiempo puede ser reducido empleando "Monimer", espesando la resina por calor moderado hasta conseguir la consistencia del jarabe. Este proceso no es recomendable cuando se desea incluir tejidos frescos, por ser la penetración completa del líquido necesaria para la inclusión y no poder lograrse ésta fácilmente con un producto de consistencia viscosa. Cuando se desea incluir tejidos blandos es apropiado usar productos de baja viscosidad que al polimerizarse producen poco calor.

Para los coleópteros debe procederse por lo menos con tres capas. En el caso de las mariposas una vez que se las ha muerto con los productos aconsejados, se cuida que el abdomen quede en posición horizontal, se les extienden las alas y se acomodan las patas y antenas usando extendedores apropiados, donde permanecerán hasta que se consiga una adecuada rigidez que permita la inclusión. Esta se hará de la siguiente forma:

Primero se vierte una capa de resina en el molde y se deja que comience a endurecerse; cuando la superficie está aún líquida se coloca la mariposa de modo que la parte inferior del cuerpo quede sumergida en la resina y las alas un poco inclinadas hacia arriba. Al verter las próximas capas, el insecto ya está fijado sin poder cambiar de posición; la resina debe ser echada por los costados de modo de no perjudicar sus frágiles alas. Los colores de las alas se adaptan en formas diferentes a la inclusión; los azules brillantes o irisados como los de los *morphos* pierden parte de su maravilloso aspecto por la diferencia entre la refracción de la luz en el medio de inclusión y el medio ambiente; para los colores amarillo, castaño, rojo y negro el perjuicio es menor.

PREPARACION DE LOS ESTADOS INMATUROS DE LOS INSECTOS

Las orugas de los lepidópteros y las larvas de otros Ordenes de insectos necesitan salvar algunos inconvenientes que se presentan, y requieren mayores cuidados en su preparación, y una perfecta deshidratación como requisito previo a la inclusión.

Para la preparación se aconseja el procedimiento indicado por *Tillyard* que consiste en matarlas en la solución de *Bilé* y colocarlas en frascos apropiados donde las orugas puedan permanecer totalmente estiradas. Luego se las conservará en la solución hasta su total endurecimiento lo cual exigirá alrededor de un mes. Si las orugas son de gran tamaño se aconseja hacer unos pequeños cortes en la parte abdominal para que penetre el líquido conservador. A los 3 o 4 días se trasvasarán a alcohol absoluto y por último se secarán con papel de filtro u otro material absorbente.

En el trabajo de *López Borderias* se menciona que "este método ha dado buenos resultados para larvas de lepidópteros, coleópteros e himenópteros y que los colores no se han alterado, si se exceptúan los verdes que a veces se aclaran ligeramente".

En el caso de libélulas, el procedimiento es algo más complicado y el tratamiento depende de la coloración de los ejemplares.

INCLUSION DE VEGETALES

Las plantas, como excepción, se colocan directamente sobre la capa líquida para evitar que se formen burbujas de aire debajo de ellas. Las piezas se deben observar de vez en cuando, porque pueden deslizarse fácilmente y cambiar de posición. Una vez que la primera capa se endurece, se puede verter la segunda.

Es posible hacer bloques de tamaño grande, por ejemplo de 20 × 30 cm, pero cuidando siempre que las capas no tengan

más de dos centímetros de espesor. Las plantas y los insectos incluidos en bloques rectangulares ofrecen magníficas condiciones para la enseñanza y la exhibición.

Cualquier planta herborizada y seca puede ser incluida, como también otros vegetales (musgos y líquenes). Para herborizar se colocan las ramitas entre papeles absorbentes hasta que estén secas y en posición horizontal.

No se deben incluir plantas frescas porque la humedad y también los colores, especialmente de las flores, se modifican con la inclusión.

Si se desea fijar previamente los colores de hojas y flores, se aconseja introducirlas en una solución de acetato de cobre en ácido acético glacial, diluyéndola después, con igual volumen de agua. Se introduce el material en dicha solución y se hierve durante un tiempo que varía según el espesor y constitución del vegetal. Luego se saca y se lava bien la planta con agua corriente para eliminar todo vestigio de sales de cobre, y se deja secar. Con este método se fijan muchos pigmentos de los vegetales.

INCLUSION DE INSECTOS DAÑINOS Y SUS PLANTAS HOSPEDADORAS EN BLOQUES

En estos bloques se incluye el insecto plaga en sus diversos estados inmaturos y la parte del vegetal afectado; por ejemplo, se incluye en un bloque una especie de lepidóptero que afecta el follaje de una planta silvestre o un coleóptero que taladra el tallo de un forestal, o una mosca que afecta el fruto de un frutal o una oruga cortadora que destruye plantitas de girasol o simplemente el "bicho canasto" con sus parásitos.

En estos casos, el entomólogo debe ingeniarse para distribuir el material en forma didáctica y estética.

En algunos casos resulta difícil incluir la parte del vegetal afectado, por ejemplo, un durazno, pero esto se puede remediar colocando en su lugar una lámina en colores donde se muestre el fruto atacado. En otros casos resulta difícil colocar huevos de insectos de muy pequeño tamaño, entonces se debe recurrir también a una pequeña lámina que muestre una postura de esa especie.

También es importante incluir, en cada caso, las etiquetas donde constan los nombres de la plaga y del vegetal afectado.

PRECAUCIONES GENERALES PARA EL MANIPULEO DE POLIESTER

Se debe trabajar en ambientes ventilados; los vapores de estireno que se evaden del poliéster, en grandes cantidades pueden ser nocivos para la salud; además, en ambientes cerrados pueden llegar a provocar explosiones. El poliéster es combustible, por lo tanto hay que trabajar lejos de llamas abiertas. En la preparación con poliéster no se deberá juntar el acelerador con el endurecedor porque existe peligro de explosión.

Debe tenerse cuidado de que el material no se endurezca sobre la piel, y principalmente sobre los ojos. En caso de que esto suceda, lavarse enseguida con agua bicarbonatada e ir de inmediato al oculista.

CAPITULO IX

PREPARACION DE INSECTOS PARA OBSERVACIONES MICROSCOPICAS

Cuando se efectúan investigaciones sistemáticas o morfológicas de insectos, es necesario realizar preparados microscópicos de las partes que se desea estudiar.

Para estos fines, se coloca la pieza entre porta y cubreobjeto con un medio de montaje a fin de facilitar la observación con aparatos de óptica.

En los comienzos de los estudios entomológicos, los insectos no se montaban sobre vidrio, ni siquiera los muy pequeños, sino que se los observaba, pinchaba o preparaba de otros modos simples. Así, gran número de los ejemplares de especies delicadas descritas por Linné, Fabricius, Geoffrey, de Geer y otros han desaparecido casi por completo. En la actualidad, se reconoce el valor de las preparaciones sobre vidrio y este método de preparación —que además de facilitar la observación favorece la conservación del material— puede decirse que se ha impuesto.

Materiales empleados

Para realizar esta clase de estudios, es necesario contar con: microscopios con varios juegos de oculares y objetivos, lupa binocular estereoscópica, con fuertes aumentos, frascos especiales para conservación de productos químicos, mecheros de gas o lámparas de alcohol, diferentes tipos de tijeras, pinzas de varios tipos, agujas enmangadas, bisturí y otros instrumentos que ya han sido tratados en capítulos anteriores.

En las preparaciones para microscopio, se utilizan como soportes vidrios rectangulares de 75 × 25 mm y de un espesor de 1 mm que se conocen con el nombre de porta-objetos y, como cobertura, cubre-objetos que son también láminas de vidrio de 0,1 a 0,2 mm de espesor. La forma y tamaño de éstos varía según las necesidades. Se utilizan cubre-objetos de forma circular, rectangular o cuadrada.

Limpieza de porta y cubre-objetos

Los porta y cubre-objetos sin uso se deben repasar con la ayuda de un trapo limpio, preferentemente de hilo, que no suelte pelusa. Los que ya han sido usados, especialmente los que están sucios con bálsamo del Canadá u otro medio similar, se colocarán en un recipiente con xilol y, cuando se hayan eliminado esas resinas, se los pasará a otro recipiente con alcohol al 96%.

Cuando se trata de porta-objetos muy sucios y con colorantes muy adheridos, se utilizará la solución sulfocrómica propuesta por Zeltnov que es la siguiente: en 1000 cm^3 de agua caliente se disuelven 100 g de bicromato de potasio. Una vez fría, se le agrega gota a gota 100 cm^3 de ácido sulfúrico, mientras se la agita. A los porta-objetos por limpiar se los sumerge primeramente en solución jabonosa, haciéndola hervir por unos minutos; luego se los lava con agua y se los coloca por 24 horas en la solución sulfocrómica mencionada; se los lava nuevamente en agua, y por último se los deposita en alcohol 70%.

Para separar los cubre de los porta-objetos en preparaciones antiguas, hechas con bálsamo del Canadá, se usará el calor de una llama hasta que se funda el bálsamo y se note la formación de burbujas. Otra forma aconsejable es colocar el preparado en una caja de Petri y cubrirlo con xilol hasta que se consiga despegarlo.

Conservación de porta y cubre-objetos

Una vez limpios y exentos de grasa, los porta-objetos se conservan en alcohol 70%. En el momento de usarse deben

secarse con un trapo de hilo bien limpio. También puede utilizarse la siguiente fórmula:

Alcohol absoluto	1/3
Bencina	1/3
Cloroformo	1/3

Marcado del centro del porta-objetos

La pieza o las piezas por preparar se colocarán en perfecto orden en el centro del porta-objetos. Uno de los modos más sencillos de conseguirlo es tomar una hoja de papel y sobre ella colocar un porta-objetos. Con un lápiz se dibuja el contorno de éste y posteriormente se trazan las dos diagonales tal como se muestra en la Fig. 60; al aplicar el porta-objetos sobre este esquema el punto de intersección de las diagonales indicará el lugar donde debe colocarse la pieza por preparar.

Soporte de cubre-objetos

Cuando se quiere preparar insectos o partes de ellos de algún espesor, y se desea evitar que se deformen por aplastamiento, será necesario colocar entre porta y cubre-objetos, calces de altura variable de acuerdo con el objeto por montar. Estos harán que los cubre-objetos permanezcan en posición horizontal y que el líquido de montaje no se extienda sobre el porta-objetos dando un aspecto de desprolijidad. El material

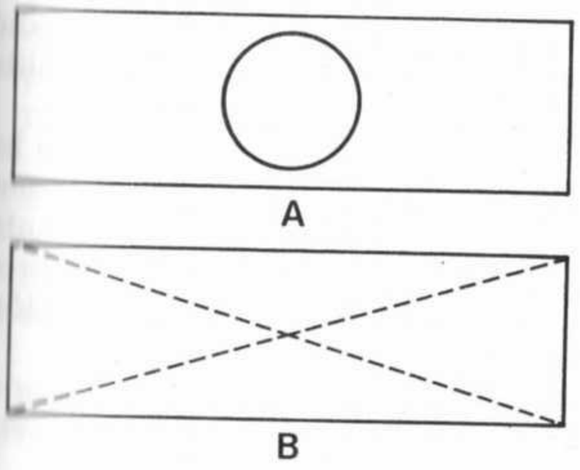

Fig. 60. Formas de determinar el centro del porta-objeto: A) dibujando el perímetro del cubre-objeto, B) con el trazado de las diagonales.

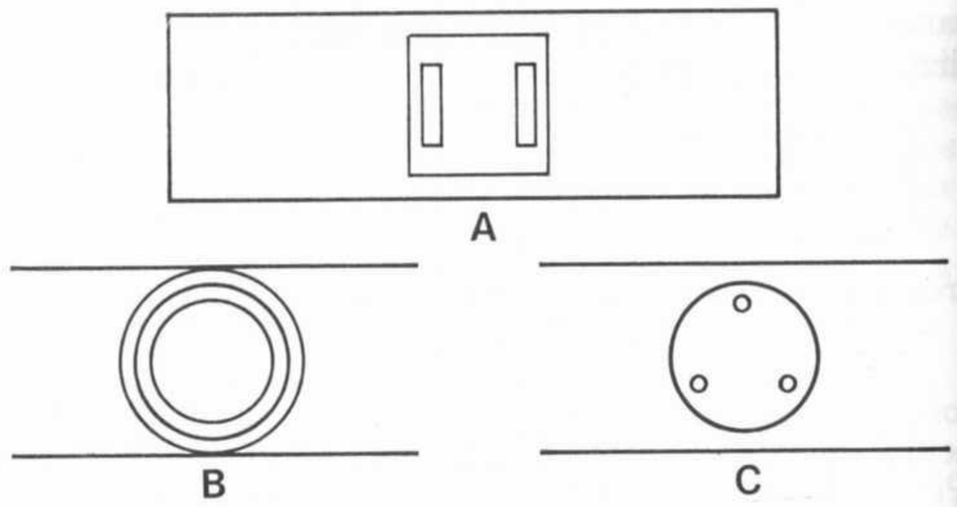

Fig. 61. Preparados con calces: A) alargadas,B) circulares,C) taquitos.

y la forma de estos soportes varía de acuerdo con el tamaño y forma del cubre-objetos y en ciertos casos, con el material que se desee preparar (Fig. 61).

Se podrán utilizar tirillas o arandelas de altura variable de materiales que no perjudiquen al medio de montaje y que no sean disueltos por él. También se utilizan taquitos de celuloide que se pueden comprar en comercios especializados; se cortan con tijeras en cuadrados de 2 mm de lado y sólo se necesitan 3 o 4 para cada preparación.

Cómo se matan los insectos

Los insectos a los que se desea conservar en un medio de montaje deberán ser muertos en un líquido que facilite su fijación y conservación.

Las larvas de cuerpo blando, tal como las de ciertos lepidópteros, coleópteros, dípteros, son ventajosamente muertas sumergiéndolas unos minutos en agua que se calienta hasta ebullición. Otro método eficaz utiliza alcohol: el procedimiento es el mismo, pero hay que actuar con precaución por ser el alcohol inflamable.

Los ejemplares de especies muy pequeñas (tales como ácaros, pulgones, trips, psócidos) pueden ser muertos directamente en el mismo medio de montaje. De este modo, se consigue evitar el trabajo engorroso del traspaso del material de uno a otro medio.

FIJACION

Al poco tiempo de producida la muerte, los insectos en sus diferentes estados (larvas, crisálidas y adultos) o sus partes sufren alteraciones que impiden o dificultan su estudio ulterior. Para evitar estos procesos post-mortem, se debe fijar la estructura de los tejidos, de modo que se conserven los más similares posible a lo que eran en vivo. Para este fin se utilizan soluciones conocidas como líquidos fijadores; la fijación consiste en la rápida precipitación y coagulación de las sustancias constituyentes de la célula.

Los fijadores son las sustancias químicas que se utilizan para matar en forma rápida las células de manera tal que sus componentes conserven la integridad morfológica evitando en lo posible los cambios de estructura, a la vez que le dan mayor consistencia para los futuros manipuleos. Ninguno de los líquidos fijadores conocidos es capaz de conservar el material en el mismo estado que cuando estaba vivo.

Las más aceptables son las mezclas fijadoras donde cada uno de los componentes actúa de diferente manera.

Se debe cuidar que la acción del fijador se produzca en medio ácido, y si así no fuera, se lo acidificará con algunas gotas de ácido acético. Al elegir un líquido fijador, se debe procurar que posea un fuerte poder osmótico; que tal poder de penetración no disuelva las sustancias del tejido, que no produzca contracciones, no provoque precipitaciones y permita un fácil teñido.

A menudo se requiere lavar las piezas que han sido fijadas y comúnmente se emplea agua o alcohol. Si el lavado se ha realizado con agua se deberá deshidratar la pieza, por medio de pasajes en alcoholes de diferentes graduaciones, hasta llegar al alcohol anhidro.

La dilución del alcohol puede realizarse por medio de alcoholímetros, pero si no se dispone de dicho aparato pueden consultarse tablas, o seguir el procedimiento que se detalla.

Por ejemplo, si se dispone de alcohol 96% y se desea diluirlo a alcohol 80%, se toman 80 partes de alcohol de 96° y se añaden 16 partes de agua (96-80) con lo cual se obtendrán 96 partes de alcohol de 80°. Lo mismo para otras graduaciones.

LIQUIDOS FIJADORES

Al agua en ebullición se la puede considerar como el primer producto fijador, pero tiene el inconveniente de que contrae mucho los tejidos.

El alcohol etílico al 96% es empleado en la fijación de gran parte del material entomológico. La acción del alcohol absoluto no debe ser prolongada, pues puede provocar la contracción del material. Cuando se trata de fijar piezas grandes (grandes orugas) no se debe emplear al principio alcohol absoluto, sino diluido, e ir aumentando la concentración posteriormente. El alcohol concentrado es de difícil penetración, y por dicho motivo a veces sucede que la parte central de las piezas grandes se altera por no haber llegado hasta allí el líquido fijador.

El ácido pícrico se emplea frecuentemente como fijador, pero es más aconsejable usarlo en mezclas. Los preparados fijados con ácido pícrico no deben lavarse en agua después de la fijación: se deberá pasar al alcohol 80°, el que se renovará hasta eliminar el color amarillo.

MEZCLAS FIJADORAS

A base de ácido ósmico

A fin de evitar algunos de los inconvenientes del ácido ósmico, se agregan otros reactivos que complementan la acción fijadora y moderan su acción. Las principales sustancias utilizadas son el ácido acético, el ácido crómico y el cloruro de platino. El ácido acético da acidez al medio, el ácido crómico contribuye a la fijación de la cromatina, y el cloruro de platino posee un poder coagulante considerable y actúa como mordiente enérgico para los colorantes básicos.

Entre las más aconsejadas, mencionaremos la mezcla de Fleming:

Acido crómico al 1%	15 cm³
Acido ósmico al 2%	4 cm³
Acido acético cristalizable	1 cm³

Mezcla de Borrel:

Acido ósmico	2 g
Cloruro de platino	2 g
Acido crómico	3 g
Acido acético cristalizable	20 g
Agua destilada	350 cm³

A base de cromo

Es sabido que el ácido crómico y los bicromatos empleados solos no constituyen buenos fijadores, pero mezclados con el ácido acético, el ácido ósmico y el bicloruro de mercurio resultan excelentes fijadores. Una de las fórmulas es:

Mezcla bicrómica de von Tellyesniezky:

Bicromato de potasio	3 g
Acido acético cristalizable	5 g
Agua	100 cm³

A base de ácido pícrico

Es bien sabido que el ácido pícrico en solución saturada acuosa o alcohólica no es un buen fijador de tejidos animales, si bien posee un gran poder de penetración y precipitación. No obstante, es aconsejable cuando se emplea en mezclas, como por ejemplo,

Picroformol de Bouin:

Acido pícrico, solución acuosa saturada	30 cm³
Formaldehído (solución saturada al 40%)	10 cm³
Acido acético glacial	2 cm³

A base de formol

El formol neutralizado es un excelente fijador a la concentración de 8 a 10%. Una fórmula aconsejable y muy empleada es la del formol salado. Se prepara de la siguiente manera:

Formol neutralizado	8 a 10 volúmenes
Suero fisiológico	90 a 92 volúmenes

A base de alcohol

Se menciona en este rubro la mezcla de Carnoy:

Cloroformo	3 cm^3
Alcohol absoluto	6 cm^3
Acido acético cristalizable	1 cm^3

Y la mezcla recomendada por Hood:

Mezcla de Hood:

Alcohol etílico 95%	8 partes
Agua destilada	5 partes
Glicerina	1 parte
Acido acético glacial	1 parte

Estas fórmulas presentan sobre el alcohol puro la ventaja de dejar blandas las piezas.

Fijación de larvas de coleópteros

Acido acético	30%
Alcohol 96%	50%
Hidrato de Cloral	20%

Se disuelve el hidrato de cloral en el alcohol y luego se le agrega el ácido acético.

Se puede usar en frío o en caliente, pero si se mata la larva en la solución caliente es mejor.

Solución de Petersen o Kaad

Petróleo diáfano	1 parte
Alcohol 95%	10 partes
Acido acético	2 partes
Dioxano	1 parte

Esta solución se usa para conservar larvas y otras formas inmaduras.

TRATAMIENTO CON PRODUCTOS CAUSTICOS

Cuando se desea estudiar las estructuras quitinosas de un insecto, es necesario destruir los tejidos blandos del interior del cuerpo; para ello se emplean productos cáusticos, KOH y NaOH. Los tejidos grasos y los órganos de los distintos sistemas anatómicos dificultan la observación de los detalles del exoesqueleto, de allí la justificación del tratamiento.

Una vez destruidos dichos tejidos, se descubren estructuras, piezas y otros caracteres que anteriormente pasaban inadvertidos, y que en muchas circunstancias son de incalculable valor para los estudios morfológicos y sistemáticos.

Hidróxido de potasio e hidróxido de sodio

Cualquiera de estos productos puede ser utilizado, y usualmente se los emplea en soluciones del 5 al 10%. Es preferible utilizar las pastillas de un gramo, y no las barras del producto, porque las pastillas facilitan la preparación de cantidades reducidas en el momento de su uso, eliminándose con esto el inconveniente de conservar en botellas las soluciones cáusticas. Para la preparación de insectos delicados, los entomólogos se inclinan por el uso del NaOH, dado que no es tan cáustico como el KOH para los pigmentos y el tegumento.

Los insectos fuertemente esclerosados, o sus partes, pueden ser hervidos sin temor en una solución cáustica hasta que se logre el color y la trasparencia deseados. Es conveniente usar la solución a una temperatura no muy elevada para

evitar que las estructuras, apéndices y pelos más delicados sean muy aclarados o destruidos.

Los insectos de tamaño mediano o grande deben ser pinchados con una aguja delgada, en las zonas intersegmentales de varias partes del cuerpo, con el objeto de favorecer la penetración del producto.

El tiempo de cocción varía de acuerdo con el tipo de material por preparar; una ligera experiencia será suficiente para conocer el tiempo necesario.

Cuando el espécimen ha permanecido más del tiempo necesario en la solución cáustica, el tegumento se volverá trasparente y demasiado blando, y perjudicará los pasajes posteriores, obteniéndose un preparado de difícil observación; pero si la permanencia en el cáustico ha sido insuficiente y no se han destruido totalmente las estructuras internas, al trasferir el material al agua para su lavado, puede aumentar el volumen y producir roturas del tegumento.

En el capítulo "Técnicas especializadas" se podrá estudiar cuándo conviene el uso del cáustico en frío o en caliente, y el tiempo aproximado para cada caso.

Cuando se consigue que las partes quitinizadas de la pieza a preparar tomen un color castaño uniforme, será el momento para traspasarla al agua y proceder a su limpieza.

En esta operación no deberán usarse pinceles, ni ningún material fácilmente atacable por el cáustico, y los instrumentos metálicos (agujas, tijeras o piezas) que se pongan en contacto con la solución, deberán ser prontamente lavados en agua.

Conservación de soluciones cáusticas

Algunos entomólogos conservan las soluciones cáusticas en frascos de vidrio común, pero el vidrio del envase es atacado por la solución cáustica formando un medio floculante que causa inconvenientes en las preparaciones microscópicas. Por esta causa es recomendable preparar cantidades pequeñas de solución, o recurrir a las lentejas de potasa que permiten preparar tan solo la cantidad de solución que se utilizará en cada caso.

Se aconseja usar material puro y agua destilada, si se desea conservar la solución por más tiempo, y guardarla en botellas de vidrio Pyrex.

También deberán evitarse los tapones de corcho o goma que son atacados por el cáustico, y emplearse tapones de vidrio sin esmerilar para que no se adhieran demasiado a las paredes.

Las barras y las pastillas o las lentejas de sodio o potasio, deberán conservarse en frascos de vidrio bien cerrados para evitar su hidratación.

Limpieza de las piezas por preparar

Cuando las piezas han sido lo suficientemente aclaradas en la solución de potasa, se las trasvasa a un recipiente que contenga agua; allí se procura hacer salir el contenido interno sin valor taxonómico, por medio de instrumentos delicados y de formas variadas.

Estos instrumentos —agujas y espátulas enmangadas (Fig. 62)— pueden ser adquiridos en casas de artículos entomológicos, o construidos por los mismos entomólogos calentando y aplastando agujas de acero de tamaño grande, a las cuales se les coloca un manguito liviano de madera.

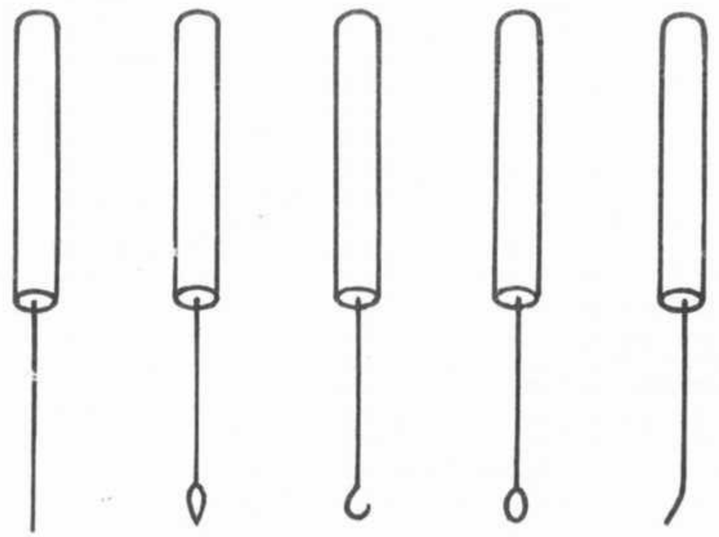

Fig. 62. Diferentes tipos de agujas fijadas en mango de madera.

BLANQUEADO

Los insectos o sus partes, después de tratados con solución cáustica, quedan a veces demasiado oscuros como para ser estudiados, porque su tegumento conserva aún gran cantidad de pigmentos.

Para salvar este inconveniente se usa la solución siguiente:

Acido clorhídrico ..... 3 cm^3
Alcohol 70% ..... 70 cm^3
Clorato de potasio ..... unos cristales

El ácido clorhídrico actúa sobre el clorato de potasio y hace desprender el gas cloro, que es un agente activo de blanqueo. Cada vez que cese el desprendimiento de cloro, deberá agregarse una nueva porción de clorato de potasio.

Cuando se ha conseguido un color castaño claro de las partes quitinizadas, será el momento de dar por terminada la operación, y a continuación se procederá al lavado por sucesivos pasajes en agua destilada.

Después del lavado, los especímenes deberán ser montados sin colorear; si por un descuido se advierte que el blanqueo ha sido llevado más lejos de lo deseado, se aconseja el teñido de la pieza.

COLORACION

Los procesos de coloración desempeñan un papel muy importante en la técnica entomológica moderna.

En una preparación bien coloreada se pueden observar las estructuras mucho más fácilmente y mejor que en un preparado no coloreado; sobre todo, se tornarán mucho más visibles ciertos detalles morfológicos: pelos, placas, etcétera. Así, en ciertos grupos de "cochinillas", "pulgones", "psílidos" y en larvas, especialmente de microlepidópteros, la coloración con fucsina u otro colorante similar, resulta de gran ventaja para la observación.

Existen muchos colorantes empleados en microscopia,

pero sólo se citarán los que se emplean comúnmente en entomología.

La coloración es la propiedad que poseen ciertos cuerpos (colorantes) de ejercer sobre la luz una absorción selectiva; en otras palabras, un cuerpo aparece coloreado porque trasmite por trasparencia o reflexión las radiaciones complementarias de las que él absorbe. Ello permite, por consiguiente, realizar la diferenciación óptica de las piezas a estudiar.

Para que una pieza anatómica o tejido histológico se coloree es necesario que el colorante se fije de modo que un lavado posterior no lo decolore.

Clasificación

Los *colorantes* pueden ser clasificados en ácidos y básicos y en naturales y artificiales.

Los colorantes básicos tienen afinidad con el núcleo y el compuesto activo es una base coloreada, por ejemplo el azul de metileno.

Los colorantes ácidos tienen afinidad con el citoplasma y el compuesto activo es un ácido coloreado, por ejemplo, la eosina.

Los colorantes naturales se extraen de productos animales o vegetales, por ejemplo el carmín, hematoxilina, safranina.

Los colorantes artificiales o sintéticos se obtienen de anilinas o colorantes de hulla.

Las *coloraciones* pueden clasificarse de la siguiente manera: a) directas e indirectas; b) progresivas y regresivas; c) simples y combinadas; d) en masa.

Las coloraciones directas son las que se producen simplemente por inmersión del tejido, pieza, etc., en líquido colorante.

En las indirectas, el colorante no puede actuar sin intermediarios y es necesario que el objeto por colorear sea tratado separadamente por una sustancia que lo prepara para recibir el colorante y que se designa con el nombre de mordiente. La combinación que el mordiente forma con el colorante se denomina laca.

En las coloraciones progresivas se emplean soluciones

débiles, las cuales se hacen actuar largo tiempo sobre los tejidos. La pieza es retirada del colorante ya con su coloración definitiva, tanto en tono como en intensidad. Se interrumpe la coloración en el momento debido, y por un lavaje mecánico se quita el exceso de colorante no fijado por el teñido. La mayor parte de las coloraciones con carmín y hematoxilina pueden ser incluidas en esta categoría. Los principales inconvenientes del método progresivo residen en las dificultades para poder limitar la coloración a ciertos elementos y lograr la uniformidad de tono en todas las preparaciones.

En las coloraciones regresivas se regula la intensidad mediante un disolvente apropiado o diferenciador. Este paso llamado diferenciación, está destinado a poner en evidencia uno o varios elementos determinados.

Para lograr buenos resultados mediante el método regresivo, deben observarse ciertas normas, tales como: a) las piezas deben ser muy delgadas y de espesor uniforme, pues en las de espesor considerable la extracción del colorante resulta irregular y, si son de espesores diferentes, los resultados no son parejos; b) los mejores colorantes para el método regresivo son la hematoxilina y los colorantes básicos, por ser los que mejor se prestan a la diferenciación; c) emplear los colorantes en forma diluida, pues la mayor dilución favorece la disolución del colorante sobre los tejidos; d) la diferenciación debe ser practicada lentamente para que resulte regular; e) emplear debidamente el mordiente a fin de aumentar la propiedad de colorearse de ciertos elementos.

Las coloraciones *simples* son las que se obtienen con un solo color, ácido o básico. Según su naturaleza, pueden ser *monocromáticas* y *metacromáticas*. En el primer caso, todos los elementos son teñidos del tono del líquido colorante; en cambio en el segundo caso, ciertos elementos viran el color a un tono diferente.

Las coloraciones *combinadas* son las que se obtienen haciendo actuar un grupo de colorantes, ya en forma sucesiva, ya simultáneamente. En las coloraciones *combinadas sucesivas*, cada color simple puede actuar por su propia cuenta y fijarse sobre un elemento dado, como sucede con las coloraciones con hematoxilina-eosina.

Coloraciones combinadas simultáneas

Cada elemento actúa por su cuenta, dando simultáneamente coloraciones triples o cuádruples. Un buen ejemplo de coloración simultánea lo proporciona el líquido de Mann.

Las coloraciones en *masa* son sobre todo directas, simples y progresivas. Este método, que puede prestar sus servicios para el estudio de animales pequeños enteros, no logra coloraciones tan precisas y delicadas como en los métodos precedentes.

Para la preparación de las soluciones colorantes acuosas, se emplea agua destilada y para impedir la acción del moho se añade al líquido un poco de formol, timol o alcanfor, o cualquier otra sustancia desinfectante. Deberán guardarse en lugares apropiados, en frascos bien cerrados para evitar la evaporación.

Ciertas soluciones colorantes necesitan antes de utilizarse un período de espera en el cual por un proceso de oxidación adquieren sus propiedades tintóreas.

Colorantes más usados

Carmín. El carmín es obtenido del cuerpo de ciertas "cochinillas" que se disuelven en amoníaco, y sus soluciones tiñen los tejidos de color rojo. En la técnica del teñido, además del colorante simple, se utilizan varios compuestos del carmín, siendo los más importantes las soluciones de Carmalumbre de Mayer y el Paracarmín.

También se utilizan otros compuestos, como el carmín alumínico, carmín borácico y carmín lítico.

El carmín borácico es uno de los colorantes que más se presta para las coloraciones en masa. Se prepara de la siguiente manera: se pulverizan en el mortero 4 g de bórax y se mezclan con 3 g de carmín; la mezcla se disuelve en 100 cm^3 de agua destilada, agregándole, una vez disuelta la mezcla colorante, 100 cm^3 de alcohol 70%. Se agita repetidamente esta solución durante un día, y al día siguiente se decanta y se filtra. Las piezas por colorear, una vez fijadas y lavadas, se pasan por alcohol 70° y en seguida se sumergen durante 24 horas en la mezcla colorante. Trascurrido este tiempo se

vuelven a poner en alcohol a 70° acidificado, y allí se las deja hasta que no sueltan más color; se vuelven a pasar por alcohol 70°, luego por los demás alcoholes de graduación sucesiva hasta deshidratar, etcétera.

La *tintura de cochinilla de Mayer* es un colorante extraído de ciertas especies de "cochinillas" que tiñe de rojo los tejidos. Para preparar la solución se colocan en 100 cm^3 de alcohol 70° 10 g de "cochinilla" pulverizados, se agita el líquido repetidas veces y, cuando la materia colorante se ha disuelto, se filtra. Se lo utiliza para la coloración de piezas entomológicas, pero últimamente ha sido, en parte, desplazado por otros colorantes más precisos. El insecto que está en alcohol es llevado al colorante donde permanecerá un tiempo más o menos largo, de acuerdo con sus dimensiones.

Hematoxilina. La hematoxilina se extrae del "palo de Campeche" (*Haematoxilon campechanum*) por medio del éter. Se presenta en forma de cristales incoloros y es soluble en alcohol, agua y glicerina. El producto colorante activo es la hemateína, que se forma después de un tiempo por oxidación de la hematoxilina. Si se desea acelerar este proceso de oxidación, se agregan sustancias oxidantes como el permanganato potásico. La hemateína se puede adquirir en el comercio en forma cristalizada.

Hemalumbre. Es un compuesto de hemateína con alumbre. Tiñe en azul oscuro la cromatina nuclear y en azul los cartílagos, no coloreando el resto de los tejidos, a los que da un ligero tinte azulado grisáceo. Se prepara disolviendo 1 g de hemateína en 50 cm^3 de alcohol 90°, y en otro envase 50 g de alumbre en un litro de agua destilada. A continuación se mezclan las dos soluciones, se agrega un poco de timol y se filtra en frío.

Colorantes de anilina. Estos colorantes provienen de los hidrocarburos derivados del benceno que se extraen del alquitrán de hulla. Las anilinas permiten conseguir coloraciones de extraordinario contraste, pero con el inconveniente de no ser muy estables; para subsanar esto se aconseja el empleo de mordientes artificiales.

Por otra parte, es frecuente que el alcohol utilizado en la deshidratación de los ejemplares altere la coloración con anilinas. Se evita esto con una breve permanencia de la pieza

en alcohol absoluto, trasvasándolo rápidamente a xilol, el que deberá renovarse dos o tres veces. También debe procederse con sumo cuidado en las operaciones que preceden al teñido, pues influyen mucho en la estabilidad de la coloración; es importante, por ejemplo, que no queden vestigios de ácidos en el material.

El bálsamo del Canadá que se emplea como montaje, si es algo ácido, también destruye la coloración en corto plazo. Se aconseja emplear bálsamo neutro, colocar una capa de éste lo más delgada posible, y bordear los preparados.

Existe una gran cantidad de colorantes de anilina, que a su vez tienen características diferentes, y colorean los tejidos o células de colores distintos. Para teñidos nucleares, se emplean la safranina, azul de toluidina, tionina, violeta de genciana y verde metilo. En la coloración de otros componentes celulares se usan principalmente naranja G, eosina, fucsina S, azul de Lyon, verde luz, etcétera.

Muy comúnmente se emplean los colorantes nucleares en combinación con colorantes citoplasmáticos, tratando de combinar colores diferentes, por ejemplo, rojo y azul. Para intensificar la coloración y darle estabilidad se agrega a la solución acuosa del colorante el producto conocido con el nombre de *thinner*.

Los colorantes de anilina se pueden dividir en ácidos, básicos y neutros. Los ácidos son colorantes que tienen el principio colorante ácido. Los principales o más conocidos son el bordeaux, eosina, indulina, rojo congo, verde luz, nigrosina, naranja, fucsina ácida, etcétera.

Gace llega a la conclusión de que la fucsina ácida es el colorante que produjo, bajo microscopio, mejor contraste de las delicadas estructuras de las "cochinillas". Para evitar la presencia de algún álcali, se agrega a la solución colorante ácido clorhídrico al 10%.

Fucsina ácida	0,5 g
Acido clorhídrico al 10%	25 cm^3
Agua destilada	300 cm^3

Los colorantes de anilina *básicos* se supone que se encuentran formados por una base colorante y un ácido indiferente. Pertenecen a este grupo el pardo Bismarck, fucsina,

violeta de genciana, azul de metileno, verde de metilo, violeta de metilo, tionina, azul de toluidina, etcétera. Se lo emplea para coloración de núcleos y de otras estructuras.

Se disuelve fácilmente en alcohol y un poco de agua.

La safranina es un colorante de anilina de gran importancia. Se prepara disolviendo un gramo de safranina en 100 cm^3 de alcohol absoluto.

Verde de metilo. Es otro de los colorantes que presta importantes servicios en microscopia. Para prepararlo, se disuelve 1 g de verde de metilo en 100 cm^3 de agua destilada y se añaden posteriormente 25 cm^3 de alcohol absoluto. Este colorante es muy sensible a la acción de los álcalis, por lo tanto sólo se deben poner en contacto con la preparación teñida, líquidos neutros o ligeramente ácidos.

Fucsina. Es otro colorante básico que no debe ser confundido con la fucsina ácida.

Colorantes mordientes artificiales

Son anilinas, con las cuales se consiguen preparaciones que rivalizan con las realizadas con hematoxilina y carmín.

Entre los colorantes mordientes artificiales se destacan por sus resultados los derivados de la naftoquinona, muy resistentes tanto a la oxidación como a la reducción.

TEÑIDO

Uno de los mejores colorantes para la quitina primaria es la fucsina ácida, que no debe ser confundida con la fucsina básica, de acción muy diferente.

La fucsina ácida es mucho más soluble en agua que en alcohol, aunque para teñir quitina, que será luego deshidratada, aclarada y montada en bálsamo, es preferible una solución de 95% de alcohol, porque éste lavará el espécimen durante el proceso de deshidratación.

La concentración de la solución usada importa poco. Si es muy diluida tardará más tiempo en efectuarse el coloreado. Cuando el espécimen haya tomado el color deseado, se debe trasferir a alcohol absoluto, ligeramente acidulado o neutro.

Esto evitará pérdida de color en las setas más finas y en otras estructuras quitinosas.

El aclarado y el montado se realiza, como de costumbre, usando bálsamo ácido. Los especímenes muy coloreados pueden ser decolorados lavándolos en agua corriente, porque el tinte es muy sensible a los álcalis.

Para la mayor parte de los tipos de montaje, es importante que cualquier rastro de tejido sea eliminado del espécimen antes de ser teñido, pues de otro modo las masas de células y los fragmentos se teñirán más intensamente, y pueden enmascarar algunos detalles del exoesqueleto (Hood, 1947).

NUEVO MONTAJE DE PREPARADOS VIEJOS

A menudo es deseable volver a montar material que ha sido descuidadamente montado. Los especímenes rotos no pueden ser reparados, pero aquellos que no están en un mismo plano para realizar los estudios, o están aplastados, o tienen algún apéndice importante doblado debajo del cuerpo, etc., pueden volver a montarse satisfactoriamente. El procedimiento no es difícil ni mucho el tiempo que consume, aunque en el caso de preparados viejos, el proceso debe prolongarse a veces varias semanas.

Esto es debido a que la resina u otras sustancias sobre las cuales fueron montados, generalmente se han oxidado.

El primer paso es determinar el disolvente apropiado. Si el montaje parece ser una solución resinosa, el ejemplar debe ser tratado primeramente por xilol y si éste falla, se usará alcohol absoluto. En caso de bálsamo del Canadá envejecido puede emplearse con ventaja una mezcla de los dos. Si el xilol y el alcohol absoluto no lo disolvieran, queda la posibilidad de probar con agua.

Para este trabajo se deberá mantener el preparado en posición horizontal, especialmente cuando el medio de montaje esté a punto de disolverse, de modo que cuando éste se ablande el cubre-objetos permanezca en su lugar y no caiga al fondo del recipiente. Si esto ocurre, lo más seguro es que el espécimen resulte perjudicado. Un buen procedimiento es cortar los extremos del porta-objetos por medio de un corta-vidrio o

lima de vidrio, y entonces colocar la porción media del preparado en un vidrio de reloj Syracusa con el solvente, cubrir y dejar quieto hasta que el montaje esté completamente disuelto. Si el preparado estuviera hecho con bálsamo del Canadá, quedará alrededor del cubre-objetos un residuo insoluble que, en el caso de preparados viejos, se disolverá con xilol o xilol y alcohol absoluto.

Cuando el solvente ha penetrado completamente dentro del medio de montaje, se saca el cubre-objetos despacio y con cuidado, como para no perjudicar el espécimen. Este soltará por sí mismo el centro del porta-objetos, el cual se retornará a la caja. Se remplaza el viejo solvente por uno nuevo para lavar bien, y se remonta el preparado. En el caso de preparados muy viejos, a menudo se requerirá una semana entera para sacar los últimos restos de bálsamo.

Si el espécimen que necesita ser aflojado no está completamente aclarado por el empleo de cáusticos, se elimina con una pipeta el solvente, y se retorna el espécimen a solvente limpio, y de allí, siguiendo el proceso inverso, a una solución de NaOH o KOH al 5%. Este producto, comúnmente, lo ablandará lo suficiente como para permitir el manipuleo o readaptación de los apéndices, si estuvieran mal acomodados.

Una vez lograda la clarificación deseada, se procederá en la forma antes expuesta para el montaje.

En general, la glicerina-jelly muy vieja ofrece mayor dificultad si ha sido cerrada con algún cemento. Este debe eliminarse primero con su propio solvente, u otro elemento apropiado. Si se coloca entonces el preparado en ácido acético glacial, la glicerina-jelly se ablandará. El agua destilada completará el proceso. El espécimen puede entonces ser tratado con cáustico, lavado y montado de la manera usual.

DECOLORACION O DESTEÑIDO

Si el material ha sido fuertemente teñido, puede eliminarse el exceso de coloración pasándolo por agua destilada, donde se deja hasta que vuelva al color deseado. Una vez obtenida la decoloración, se lleva el material al alcohol.

DESHIDRATACION

Esta operación consiste en eliminar el agua de las piezas a preparar por medio de líquidos higroscópicos. Pueden emplearse varios deshidratantes, pero el más habitual y el que también aquí se aconseja, es la serie de alcoholes de graduación ascendente hasta llegar al alcohol absoluto.

La serie de alcoholes más comúnmente empleada es la de 50°, 70°, 96° y absoluto, pudiéndose variar los porcentajes de acuerdo con las necesidades del material por preparar.

Una vez que se ha colocado el material en alcohol, debe terminarse la limpieza y en seguida se procederá a su arreglo. Esta operación debe realizarse, la mayor parte de las veces, bajo lupa, a fin de evitar desgarramientos o roturas de apéndices que en muchos casos pueden ser valiosos.

Los ejemplares ya muertos y conservados en soluciones que contienen formaldehído se vuelven muy duros y resulta muy difícil poder acomodarles las patas, alas y demás apéndices.

Algunas veces no es posible realizar el extendido de los apéndices; en tal caso ello deberá hacerse en el bálsamo antes de colocar el cubre-objetos en posición definitiva .

Para el extendido de alas y patas de insectos enteros como pulgones, trips, etc., así como también en la preparación de genitales, se aconseja el uso de pincelitos de pelo de camello, cerda o minucia, pluma de ave, minucia enmangada, palillo bien afilado, de acuerdo con las necesidades y gusto del operador.

El tiempo que deberá permanecer en las diferentes soluciones alcohólicas variará de acuerdo con el tamaño y constitución del espécimen. En los primeros pasajes deberá permanecer desde varios minutos, hasta media hora o más. Si se le permite al espécimen permanecer toda la noche en alcohol al 96%, el operador podrá estar seguro de que se ha realizado una completa penetración del alcohol. El último pasaje de la deshidratación será en alcohol absoluto; en éste no deberá permanecer mucho tiempo. Cuando se trabaja con insectos pequeños o piezas delicadas no es conveniente dejarlas más de diez minutos, porque una inmersión prolongada en este

líquido aumenta su fragilidad y hace más difícil su manipuleo.

También suele emplearse para la deshidratación de piezas entomológicas el fenol-xilol. Este líquido es de acción más rápida que el alcohol, pero no es apropiado para zonas tropicales y húmedas, por absorber mucha humedad atmosférica y formar un precipitado blanco lechoso.

En zonas muy húmedas a veces existe dificultad para conseguir una deshidratación conveniente, debiéndose en estos casos cerrar perfectamente los recipientes de alcohol de alta graduación o colocarlos en cámaras de desecación sobre una base de sales hidratantes.

CLARIFICACION O DIAFANIZADO

El clarificado es el último paso en la preparación microscópica, y tiene por objeto dar trasparencia al material. Son varios los agentes clarificadores que se emplean. Entre los principales se mencionan los siguientes:

Xilol

Es un aceite vegetal considerado como uno de los más ventajosos para los trabajos de microscopia de rutina. Tiene la ventaja de ser un solvente del bálsamo del Canadá y del Caedax y de ser de fácil adquisición en el mercado.

Su nombre xilol proviene de la palabra griega "xylos" que significa madera, y del sufijo "ol". Los ingleses y norteamericanos usan más comúnmente el sufijo "ene", y como consecuencia la palabra xilene no es más que una sinonimia de xilol.

El xilol es un líquido incoloro y de olor característico, áspero al tacto, cuya fórmula es $C_8 H_{10}$; puede ser destilado del carbón de piedra, del alquitrán de madera, de ciertas clases de petróleo, o preparado sintéticamente.

Tiene la propiedad de endurecer los tejidos, lo que es una ventaja en los preparados microscópicos. Se evapora más o menos rápidamente y es miscible en alcohol. Una pequeña cantidad de agua es suficiente para formar una nube lechosa.

El tiempo que deben permanecer las piezas entomológicas en el xilol varía de acuerdo con el volumen y su porosidad, pero oscila comúnmente entre 5 o 10 minutos.

Carbol-xilol

Es un compuesto formado de

Fenol (cristales fundidos)	25 cm^3
Xilol	75 cm^3

Muchos entomólogos lo recomiendan para aclarar piezas que no han sido completamente deshidratadas o para la preparación de genitales de insectos muy quitinizados, pues evita el pasaje por alcohol absoluto, que es de costo elevado.

No endurece la pieza tanto como el xilol, con lo cual permite el arreglo de las extremidades o cualquier otro apéndice del insecto. Cuando se trata de especies poco quitinizadas, es preferible usar el xilol.

INCLUSION

Es una operación que, como su nombre lo indica, tiene por objeto incluir o encerrar la pieza anatómica en estudio dentro de una masa plástica que penetra profundamente hasta la parte más íntima de los tejidos. Estos adquieren una consistencia que permite seccionarlos en finos cortes sin modificar la forma y la estructura de los órganos.

Resulta obvio señalar la necesidad y utilidad de la inclusión. Este es el único procedimiento que permite obtener cortes suficientemente delgados para las investigaciones de histología y citología animal, sin que los tejidos pierdan la relación de las partes que los integran.

Las sustancias empleadas para las inclusiones se denominan medios de inclusión. Para poder penetrar los objetos, deben estar fundidas o en solución.

Se pueden considerar dos grandes grupos de medios de inclusión: los acuosos y los anhidros. Los medios acuosos permiten la infiltración de los objetos sin necesidad de deshidratarlos. Tales son: la goma arábiga, la gelatina, etcétera.

El empleo de esas sustancias se halla actualmente limitado a investigaciones especiales de fisiología y de microquímica.

Los medios anhidros requieren la deshidratación previa de los objetos. Existen varios procedimientos; los más comúnmente empleados son: inclusión en parafina, inclusión en celoidina o colodión.

La inclusión en parafina puede ser considerada el método general de inclusión; permite obtener cortes de todos los espesores y mediante el uso de todos los utensilios para cortes. Permite también manipulaciones rápidas y asegura la conservación indefinida de las piezas.

El método del colodión o celoidina responde a exigencias más particulares y permite la ejecución de cortes de mayor diámetro. La celoidina conviene para los objetos poco homogéneos y que presentan grandes cavidades, para materiales consistentes o fibrosos, para tejidos que soporten mal la temperatura de la inclusión en parafina (tejido nervioso).

1. Inclusión en parafina

La parafina es una mezcla de hidrocarburos sólidos. Su punto de fusión varía entre 35° a 65 °C. Las parafinas de punto de fusión elevado son denominadas parafinas duras, por oposición a las parafinas blandas cuyo punto de fusión es bajo. El punto de ebullición de estas sustancias se halla alrededor de los 300° C y sus vapores se inflaman fácilmente. Es insoluble en agua, poco soluble en alcohol, soluble en acetona, cloroformo y xilol.

La parafina es el medio de inclusión más perfecto a causa de su estructura molecular, que permite la ejecución de cortes extraordinariamente delgados (micrométricos); es el único método con el cual se obtienen los cortes seriados, indispensables para los estudios topográficos y embriológicos.

2. Inclusión en celoidina

Esta inclusión consiste en impregnar los tejidos en frío con la nitrocelulosa disuelta en una mezcla de alcohol y éter. La nitrocelulosa permanece unida a los tejidos y les sirve de

sostén durante todo el proceso a que son sometidos. Con este procedimiento se obtienen cortes aislados que pueden ser trasportados fácilmente de líquido en líquido sin que sus elementos, unidos y sostenidos por la masa de colodión solidificado, se disocien.

Se puede aconsejar el empleo de este método —que, sea dicho de paso, es largo y más complicado que el precedente— en los siguientes casos: para cortes de objetos que presentan en su interior grandes cavidades o lagunas, para objetos de grandes dimensiones, cortes de gran tamaño, cortes de gran espesor, de tejidos duros (cutícula de insectos), y por último cuando las condiciones del medio tornan difícil el empleo de la parafina.

MONTADO DE PREPARACIONES

Ciertos grupos de insectos, formados por especies pequeñas y de constitución blanda, deberán ser conservados en sustancias especiales. Se pone el espécimen en un medio de montaje sobre un porta-objetos cubriéndolo con un cubre-objetos.

Los afidos, por ejemplo, adheridos a cartoncitos se deterioran al poco tiempo de su preparación; el uso de este sistema es recomendable solamente cuando se trata de insectos mayores y quitinizados.

Hay muchos medios de montaje: algunos son utilizados para conservar el material por un período más o menos corto y se les conoce como medios temporarios; y otros, llamados medios permanentes, tienen una duración más prolongada. Aunque no se puede asegurar que estos últimos tengan una duración indefinida, existen preparados microscópicos como medio de montaje que tienen más de 100 años de existencia y que aún conservan su buen estado.

Procedimiento a seguir

Cuando se nota que el espécimen que está en el xilol comienza a ganar en diafanidad por penetración del agente clarificador, es el momento de proceder al montado. Se extrae el insecto del xilol, con agujas enmangadas o con un pincel muy

fino y se lo lleva a un porta-objetos sobre una gota de bálsamo u otro medio de montaje apropiado; colocado sobre el porta-objetos, se lo hundirá hasta la parte inferior de la gota, perfectamente centrado y con los apéndices en posición apropiada. Realizado este paso, es el momento de proceder a la colocación del cubre-objetos. Este debe ser tomado con pinzas de punta fina por uno de sus lados, y apoyado suavemente por el lado opuesto, de forma tal que su centro coincida con el centro de la gota. De este modo se evitará que el ejemplar se desplace hacia los bordes del cubre-objetos. Una vez conseguido esto, se hará una leve presión sobre la parte media del cubre-objetos hasta conseguir la altura deseada, tratando de que la salida del bálsamo hacia la periferia sea uniforme en todo su contorno.

En general, las burbujitas que se forman saldrán por sí solas, y se tratará de llevar las más grandes hacia la periferia por medio de adecuadas presiones sobre el cubre-objetos.

En el porta-objetos debe colocarse la cantidad indispensable de bálsamo, pues, de ser poca, será menester agregar más y, de ser muy abundante se extenderá por fuera del cubre-objetos dando un aspecto desprolijo a la preparación. Si la cantidad puesta originariamente fue poca, se puede agregar más bajo el borde del cubre-objetos por medio de una varilla de vidrio o de un pincel. Es más conveniente verter varias gotas pequeñas en diferentes puntos extremos del cubre-objetos, que agregar una o dos gotas grandes en un determinado lugar.

El hecho de centrar los especímenes en los preparados facilita los estudios en serie.

Si el preparado se halla seco y se desea agregar bálsamo del Canadá, se procede primeramente a un calentamiento lento del porta-objetos al calor de una lámpara, o mejor, de una lámina de metal caliente, tras lo cual se agrega el medio resinoso.

El exceso de bálsamo puede ser eliminado con un pincel mojado en xilol, o, si el preparado está seco, por medio de una cuchilla bien afilada. La consistencia del bálsamo empleado deberá ser la suficiente como para desplazarse con facilidad, pero sin formar hilos. El bálsamo, si es algo denso, no pasará al interior del insecto con la facilidad requerida,

y se provocará la formación de burbujas. Si así fuere, habrá dos caminos para elegir que no implique rehacer el preparado; el primero, será calentar éste lentamente hasta que la expansión de gases dentro del ejemplar busque salida por algún lugar accesible del tegumento, y el segundo, es hacer una oportuna presión sobre el cubre-objetos directamente sobre el ejemplar. Conseguida la salida de las burbujas se observará bajo la lupa si el bálsamo ha penetrado en el interior de la pieza en estudio.

Si se observa que ciertos ejemplares, al ser colocados en bálsamo, tienen tendencia a aplastarse o que ciertas partes del cuerpo se encajan en forma telescópica, como sucede algunas veces con las antenas, puede obviarse este inconveniente eliminando el pasaje por el clarificador. Es decir, los ejemplares que están en alcohol absoluto se llevan directamente al bálsamo sin pasarlos por el xilol, pues el alcohol es un buen disolvente del bálsamo.

Algunos entomólogos usan el bálsamo disuelto en alcohol absoluto en vez de bálsamo-xilol. Si se desea utilizar el xilol se deben dejar las piezas en él, por 10 o 15 segundos, antes de conseguir el aclarado y en seguida llevarlas al bálsamo. El motivo es que el medio de montaje, en este caso bálsamo del Canadá, no penetra en el ejemplar con la rapidez con que el líquido clarificador sale de él. Por ello, usando un líquido clarificador de alta tensión superficial, como el aceite de clavo, se salva a veces el inconveniente.

Si el aplastamiento se produce en otro de los pasajes, el mejor medio de evitarlo es interponiendo un pasaje adicional; por ejemplo, si se produce al llevarlo al xilol, se debe interponer un pasaje por alcohol absoluto-xilol.

MEDIOS DE MONTAJE

Bálsamo del Canadá

Es el más comúnmente usado en preparaciones entomológicas estables de gran duración. Puede adquirirse fácilmente en comercios del ramo, y es sencillo de manipular. A pesar de sus óptimas cualidades de refracción —índice 1,535—, tie-

ne el inconveniente de su tendencia a cristalizarse, lo que se subsana agregándole unas gotas de xilol. Tiene además, propensión a decolorar el preparado. Otro de los inconvenientes del bálsamo es que si se seca en estufa a temperatura un poco elevada, se oscurece después de varios años y algunas veces mucho antes; este inconveniente se subsana, en parte, bordeando el cubre-objetos con un betún o un compuesto de bordear.

Debe guardarse en frascos especiales de vidrio con tapa capuchón esmerilada. Para aplicarlo, se usa una varilla de vidrio que permitirá volcar el líquido sobre la preparación gota a gota. Se conservará por mucho tiempo si se tiene la precaución de mantenerlo bien tapado en un lugar resguardado.

Bálsamo acidulado

Bálsamo del Canadá	100 cm^3
Acido acético glacial	10 a 20 cm^3
o ácido acético puro	

Bálsamo xilol

Variar los porcentajes de sus componentes de acuerdo con las conveniencias.

Caedax

Es un medio de inclusión neutro y diáfano, obtenido en forma sintética, con índice de refracción 1,55 que se ha acreditado en microscopia desde hace más de 40 años.

Es una solución en xilol de dos resinas artificiales que se expenden en el comercio al 80% de ambas materias. Se endurece en contacto con el aire más lentamente que el bálsamo del Canadá y se diluye en xilol o toluol. Es completamente inodoro y no se oscurece con el tiempo.

Se recomienda su uso en preparaciones de insectos delicados como trips, cochinillas y también aparato genital de microlepidópteros, etc., deshidratados y con colorantes de anilinas sensibles a los ácidos.

Euparal

Este medio de montaje sintético, conocido también en el comercio como Diafane, está compuesto de camsal, eucaliptol, piraldehída y sandarac. Se conoce desde el año 1927 y ha sido aceptado por gran número de entomólogos, aunque al principio se tenían muchas dudas sobre sus resultados posteriores.

Este producto usado en la industria es comercializado en países europeos, pero su empleo está aún poco difundido en la Argentina.

Los ejemplares pueden ser llevados al Euparal del alcohol 96%, o del alcohol 96% con una pequeña cantidad de xilol, del aceite de clavo o de otros agentes clarificadores. Se pueden eliminar las burbujas de los preparados con suma velocidad, y tiene la ventaja de no cristalizar y ser de fácil aplicación.

El índice de refracción es de 1,483. Es más caro que el bálsamo del Canadá y tiene también, en cierto modo, tendencia a oscurecerse o tomar un aspecto verdoso cuando la capa del medio de montaje es espesa, pero permanece incoloro si la capa es delgada.

Líquido de Berlese

Es conocido por los entomólogos hace años y fue ideado por el Profesor Berlese del Instituto de Portici, Italia, principalmente para el montaje de ácaros. La fórmula fue publicada por Bolles Lee en 1921 y posteriormente por Imms (1929), Eltringham (1930), Swan (1936), etcétera.

Es una modificación del líquido de Faure y ha sido modificado a su vez por otros entomólogos con buenos resultados; Gater (1928) por ejemplo, sugiere el agregado de cocaína.

La fórmula original del líquido de Berlese es la siguiente:

Agua destilada	20 cm^3
Hidrato de cloral	160 g
Goma arábiga	15 g
Jarabe de glucosa	10 g
Acido acético glacial	5 cm^3

Los componentes de la fórmula no requieren ser agregados en un orden especial, pero si se sigue el orden de la formulación se conseguirá un resultado práctico. El procedimiento consiste en calentar agua a más de 50 °C e ir agregando las diferentes sustancias.

El producto formado deberá ser filtrado con una bomba de vacío y en embudo Buchner o en papel de filtro y con clarificador en centrífuga. Se deberá usar algodón de vidrio o algodón de madera de buena calidad, el que antes de colocar el producto a filtrar deberá lavarse con agua destilada, a fin de eliminar las partículas de fibras que se hayan desprendido e impedir que perjudiquen los preparados microscópicos.

El líquido de Berlese es de color ámbar pálido y aspecto vidrioso; su color no se modifica con el tiempo; es de baja viscosidad y tiene un índice de refracción de 1,461. Los preparados realizados con este líquido han resultado ser de larga duración, y en ciertos casos se lo puede considerar como un medio permanente. En este medio pueden prepararse con éxito especialmente ácaros, muchas cochinillas, tisanópteros, psocópteros, ciertos dípteros e himenópteros, así como también larvitas de insectos.

Los insectos pequeños pueden tomarse del agua, alcohol o solución de ácido acético al 10% y ser llevados directamente al líquido de Berlese. Luego de realizada la preparación microscópica, se la calienta durante unos breves instantes sobre placa metálica a fin de conseguir ablandar el ejemplar, así como también una rápida clarificación. Después de pasados varios días y una vez que se ha conseguido el endurecimiento del medio, deberá bordearse con uno de los betunes aconsejados.

Líquido de Dammar

Es un medio resinoso extraído de ciertas coníferas de origen australiano. Es incoloro y posee excelentes cualidades similares al bálsamo del Canadá y al Euparal. El índice de refracción es de 1,520. Su modo de empleo es similar al descrito para el bálsamo del Canadá.

Clarite

Este producto —un nuevo material plástico— es un compuesto sintético utilizado con muy buenos resultados para montaje de insectos pequeños. Se lo emplea en forma similar a los otros medios antes descritos, es decir que el material, después de haber sido aclarado, deshidratado en alcohol, pasado por xilol, tolueno o aceite de clavo, se monta en el Clarite.

Según Imms (1948), para el montado de afídidos, la solución de Clarite al 40% en peso de tolueno es la que da resultados más satisfactorios, ya que con esta concentración se evitará la formación de burbujas. El índice de refracción es de 1,544.

MEDIOS DE MONTAJE SEMIPERMANENTES

Estos montajes han de emplearse sólo en casos especiales y de ningún modo deben utilizarse para conservar material de valor pues todos ellos cristalizan con facilidad y se deterioran en un período relativamente corto.

Líquido de Faure

Se emplea como montaje de insectos pequeños. Se pueden colocar en este medio los insectos vivos o aquellos que aún no han sido deshidratados. Debe evitarse la formación de burbujas.

Hidrato de cloral	50 cm^3
Glicerina neutra bidestilada	20 cm^3
Goma arábiga pura, en lágrimas	30 cm^3
Clorhidrato de cocaína	1 g
Agua destilada	50 cm^3

Preparación: se coloca la goma arábiga en agua destilada durante 24 horas; trascurrido dicho tiempo, se agrega el hidrato de cloral y luego la glicerina, se revuelve la mezcla y, en caso de que las lágrimas de goma arábiga no se hayan di-

suelto totalmente, se coloca en baño de María hasta conseguir su disolución. Por último, si es necesario, se filtra por algodón de vidrio con ayuda de una bomba de agua.

Líquido de Farrant

Este medio tiene los mismos usos que el anterior, y como aquél, tampoco deberá ser usado para la preparación de material valioso en forma permanente. Como el anterior, se emplea para la preparación de insectos pequeños sin deshidratar y sin ningún otro tratamiento.

Goma arábiga	30 g
Oxido arsenioso	0,1 g
Glicerina	30 cm^3
Agua destilada	30 cm^3

Preparación: se agrega el óxido arsenioso al agua destilada, y ya disuelto, se introduce la goma arábiga dejándola durante 24 horas, hasta su dilución; si se desea acelerar esta operación se pone la mezcla en baño de María, luego se agrega la glicerina y se revuelve hasta que se mezcle totalmente. Debe conservarse en frasco bien cerrado, agregándose un terrón de alcanfor.

Glicerina

Es un líquido oleaginoso, incoloro, denso y soluble en agua y en alcohol. Concentrado es higroscópico y tiene propiedades antifermentativas. El índice de refracción bajo, 1,46, hace que este medio sea muy útil para el estudio de estructuras por trasparencia. Es un medio de corta duración.

Debe guardarse en frasco con tapa esmerilada, que ha de quedar destapado el menor tiempo posible.

Líquido de Hoyer

Se lo emplea para montaje de insectos pequeños y su fórmula es parecida a la del líquido de Faure.

Hidrato de cloral	180 cm^3

Glicerina neutra bidestilada	20 cm^3
Goma arábiga pura, en lágrimas	30 g
Agua destilada	50 cm^3

Se pone la goma arábiga en agua destilada, 24 horas antes de realizar la preparación. En caso de que se formen grumos, se coloca la mezcla en una estufa a baja temperatura o a baño de María hasta que se disuelvan los grumos. A continuación se agregan el hidrato de cloral y la glicerina y se revuelve lentamente hasta conseguir una mezcla perfecta.

BORDEADO

Se emplea en microscopia para conseguir mayor solidez en los preparados, especialmente en los que se solidifican lentamente, para evitar la evaporación de líquido de montaje o bien para conseguir un mejor aspecto de aquéllos. Existen diferentes productos con los cuales puede realizarse la operación en el laboratorio. El bordeado de preparados microscópicos ha sido empleado desde hace mucho tiempo, especialmente por los botánicos, fitopatólogos y hematólogos, pero los entomólogos han hecho poco uso de él.

Parafina

Es un producto que sólo debe emplearse en forma provisional y ha de cubrirse con barnices para lograr mayor solidez; se adhiere perfectamente al vidrio siempre que esté bien limpio.

Betún de R. Moyer

Es un producto de larga duración y siempre se encuentra en condiciones de ser usado. Se adhiere al vidrio aunque haya sobre éste vestigios de agua, glicerina o lactofenol; su fórmula es la siguiente:

Lanolina	20 g
Colofonia	80 g

Se calienta la lanolina (en cápsulas de porcelana o de hierro blanco) a fuego suave y, una vez líquida, se agrega la colofonia poco a poco, hasta lograr la fusión total y una homogeneidad perfecta; se deja enfriar en el mismo recipiente. Para su aplicación deberá usarse un alambre doblado en ángulo recto o curvado, de 2 a 2,5 mm de sección, el que se calentará suavemente en la llama y luego se introducirá en el betún hasta que éste se licue con el calor. El largo de la parte doblada del alambre debe ser igual al lado del cubre-objetos que se usa o, si se trata de cubre-objetos circulares, deberá usarse una semicircunferencia con diámetro igual al del cubre-objetos.

Betún de Judea o pez mineral

Es un producto llamado impropiamente asfalto natural, de color pardo negruzco, frágil, que en caliente se ablanda. Se solubiliza en benzol, sulfato de carbono y trementina; es insoluble en agua, en álcalis y ácidos. Luego de aplicado el betún, no deberá colocarse el preparado en estufas, porque al secarse con rapidez se resquebrajará. Será conveniente colocarlo en la caja donde se secará lentamente.

Murrayite

Es una sustancia de origen inglés de color castaño claro que se usa principalmente para sellar frascos que contengan insectos conservados en alcohol. Es soluble en xilol y otros solventes parecidos.

Betún de Thorne

Es relativamente nuevo; Geraldo Thorne lo ideó para emplear especialmente en preparados de nematodos en un medio de glicerina. Es trasparente y si se desea puede ser coloreado con un pigmento rojo soluble en aceite o con otros productos colorantes. Su uso es muy satisfactorio y no es caro.

La fórmula es la siguiente:

Solución de nitrocelulosa	2 partes
A.D.M. (aceite de lino polimerizado de uso comercial)	1 parte

Como solvente puede usarse acetato butílico o acetona.

ROTULADO

Ya montado el material, las preparaciones microscópicas deberán ser perfectamente identificadas.

Etiquetas

El rotulado tiene gran importancia en el ordenamiento de las colecciones de preparados microscópicos, especialmente en los museos o grandes reparticiones.

Con el fin de evitar confusiones, ha de seguirse un orden determinado para la rotulación y para ello será necesario emplear *etiquetas especiales*. Cada coleccionista deberá adoptar un sistema y continuar siempre con el mismo.

Son diversos los métodos empleados por los especialistas, pero en general se usan las etiquetas que se pegan a cada lado del preparado; otros acostumbran grabar el número del preparado en el vidrio con un diamante, y consignar los datos del insecto aparte en un cuaderno.

Si sólo deben prepararse algunas etiquetas de un lote dado, es mejor que el mismo entomólogo las escriba con una pluma fina y tinta china a prueba de agua; de este modo se conservarán legibles por largo tiempo, aunque sea necesario volver a montar el ejemplar. Si se requiere preparar muchas etiquetas de un mismo tenor es aconsejable confeccionar un clisé metálico total o parcial de ellas (Fig. 63).

En las preparaciones se deben usar siempre dos etiquetas colocadas a ambos lados del cubre-objetos. En una etiqueta se colocarán los datos referentes al insecto (Fig. 64 A), y en la otra, la identificación (Fig. 64 B, C). Las principales referencias son las siguientes:

1. Localidad de recolección del ejemplar.
2. Fecha de recolección.

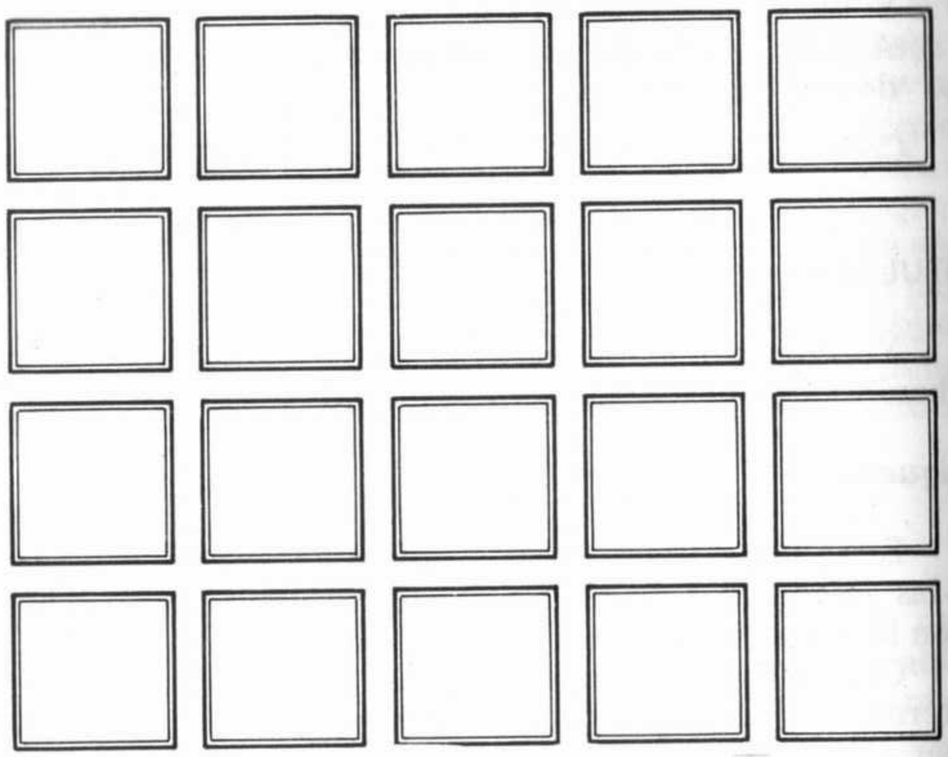

Fig. 63. Planchas de etiquetas para preparados microscópicos.

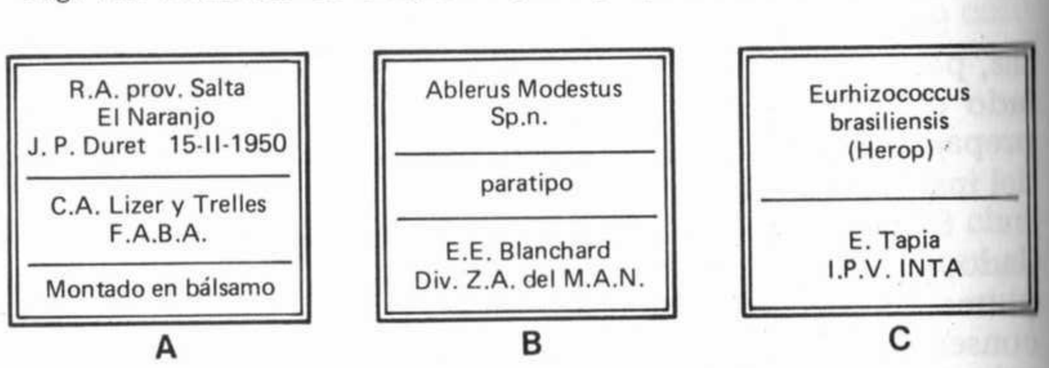

Fig. 64. Etiquetas para preparados microscópicos: A) para datos de identificación, B) para datos taxonómicos, C) de identificación del material.

3. Nombre del colector.
4. Planta que ataca y parte de la misma, habitáculo donde fue hallado o a quién parasita.
5. Medio de montaje empleado.
6. Número de orden.

Las etiquetas de identificación llevan el nombre del insecto y quién lo determinó. Las etiquetas de "tipo" (Fig. 64 B), deberán ser de fondo blanco, como todas las demás, pero con los bordes y demás escrituras impresas en rojo, contrastando con el resto de las etiquetas que deberán ser rayadas y escritas en negro o color oscuro.

Si un material ha sido comparado con el "tipo" debe escribirse en la etiqueta "comparado con el tipo", y hacerse constar el nombre de quien comparó el material y la fecha en que lo hizo.

Si se desea anotar cualquier otro dato, por ejemplo, si el material preparado es ♂ o ♀, posición lateral o dorsal, tipo del colorante, si se usó NaOH, KOH, etc. y por falta de espacio

PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS	PARATYPUS
HOMEOTYPUS	HOMEOTYPUS	HOMEOTYPUS	HOMEOTYPUS	HOMEOTYPUS
METATYPUS	METATYPUS	METATYPUS	METATYPUS	METATYPUS

Fig. 65. Plancha de etiquetas usadas para preparados de especies-tipos.

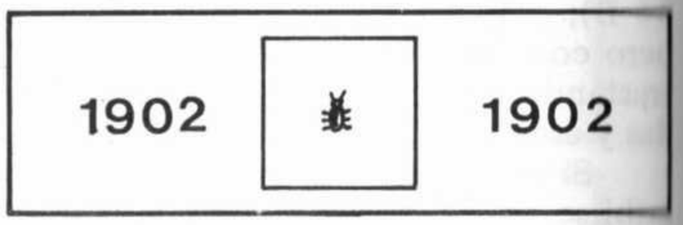

Fig. 66. Preparado microscópico con la anotación del número correlativo.

Pyralis farinalis L.

Col. Duret — ♂ genitalia
X - 9 - 950 — Prep. 1902
E. R. Concordia — J.A.P.

Fig. 67. Trozo de papel del tamaño del porta-objetos con los datos del insecto y el número del preparado.

no es posible hacerlo se podrá usar una clave de puntos o rayas de colores en el borde superior de la etiqueta de identificación.

Para la aplicación de una etiqueta sobre el preparado microscópico se la introducirá completamente mediante pinzas en un recipiente con agua y se la adosará directamente sobre el vidrio. Se pondrá debajo del porta-objetos un papel secante y se apoyará otro encima de la etiqueta para que absorba el exceso de líquido; luego se dejará secar.

Algunos entomólogos no acostumbran rotular en seguida de hacer el preparado y proceden así: terminado el preparado, anotan su número en el porta-objetos con un lápiz para vidrio o con diamante (Fig. 68 B); en un papel del mismo tamaño del porta-objetos anotan en el lado de la izquierda los datos del insecto y su número, y a la derecha los datos de la identificación (Fig. 68 A).

Adhesivo

Las etiquetas deberán ser de un papel satinado que permita una fácil escritura. Las que usan generalmente los entomólogos son engomadas y se adquieren en el comercio; en muchos casos el adhesivo usado no responde a las necesidades, unas veces por no ser de buena calidad, otras por no ser

vir para pegar al vidrio. En esos casos el entomólogo podrá fabricar un adhesivo cuya fórmula es la siguiente:

Caseína	1 cm³
Amoníaco	5 cm³

Otra fórmula para usar en el trópico:

Caseína	1 cm³
Amoníaco	3 cm³
Cloruro de mercurio (sublimado corrosivo)	2 cm³

Una fórmula de fácil fabricación para el entomólogo aficionado y que da buenos resultados, es la siguiente:

Azúcar	25 cm³
Goma arábiga pulverizada	12 cm³
Timol (en cristales)	unos cristalitos
Agua destilada	100 cm³

Primeramente se mezcla en frío la goma arábiga con el azúcar en agua fría, luego se calienta a temperatura moderada hasta conseguir una perfecta solución. Los granos de timol se disuelven en una cucharada de alcohol 96°, se vierte esta solución sobre el preparado anterior y se continúa revolviendo por unos minutos.

Antes de pegar la etiqueta deberá limpiarse el vidrio con alcohol acidulado o agua caliente a la cual se le ha agregado

1506 ♀
R.A. prov. de Salta
Cafayate, 1650 m
Leg. W.J. Hayward
7 - III - 1958

Coleophora haywardi

J.A. Pastrana

A

1506 1506

B

Fig. 68. A) papel del tamaño del porta-objeto con las anotaciones del insecto y el número del preparado, B) porta-objeto con su número.

un poco de amoníaco. También ha de evitarse tocar el vidrio con los dedos, a fin de no depositar en él restos de grasa.

Protección de las etiquetas

Las etiquetas que se adhieren a los preparados microscópicos, luego de escritas, deben ser protegidas aplicándoles una o dos manos de barniz o de líquido de Dammar; de este modo las etiquetas permanecerán más adheridas al vidrio y quedarán resguardadas de los agentes atmosféricos, roturas, etcétera.

SECADO

Algunos montajes requieren ser puestos en estufa en seguida de preparados para secar el medio utilizado; otros, en cambio, no lo necesitan.

Si el medio usado tiene como base la goma arábiga, como por ejemplo los líquidos de Faure, Berlese, Farrant, etc., y si éstos, además, han sido usados un poco blandos, el insecto puede desplazarse o cambiar de posición antes de su secado completo. Si el medio es bálsamo del Canadá, la parte central del bálsamo no se endurecerá por muchos años. En los casos en que sea necesario secar la preparación, se utilizará una estufa a temperatura de 40° C. Dichas estufas tienen estantes donde se colocan los preparados en posición horizontal, y a la semana se los retira secos.

El secado artificial del medio de montaje tiene el inconveniente, en muchos casos, de oscurecer el medio. Por esta razón, cuando se usa bálsamo del Canadá y el material no se desplaza, se aconseja no proceder al secado en estufa y utilizar en cambio gabinetes especiales de depósito donde los preparados permanecen en posición horizontal.

ALMACENAJE

El almacenaje de los preparados microscópicos variará de acuerdo con el grupo de insectos que se estudia, y, en especial, con el medio de montaje usado.

Hay varios procedimientos para conservar los preparados; el más corriente es el uso de cajas de madera, con capacidad para 100 preparados microscópicos. La ventaja de estas cajas es su bajo precio, la facilidad de intercalarlas cuando se trata de grandes colecciones, y el poco espacio que ocupan.

Otro sistema es emplear gabinetes para preparaciones. Estos son de metal y tienen capacidad para gran número de preparados en cada sección. Las secciones se superponen del mismo modo que en los ficheros comunes. En dichos gabinetes los preparados se depositan horizontalmente en bandejas de metal especialmente construidas. Estas son muy convenientes para el trabajo, pero son de un precio elevado y ocupan aproximadamente el doble del espacio que ocupan las cajas con igual capacidad.

Otro procedimiento es el de guardar los preparados en posición vertical dentro de sobres que se colocan en ficheros. Este sistema no es aconsejable, pues se pierde tiempo en la duplicidad de anotación (preparados y sobres), así como también en sacar el preparado de los sobres, además de existir el riesgo de romperlo.

Por último, algunos entomólogos realizan el preparado microscópico entre dos cubre-objetos, separados entre sí por una pequeña lámina de cartón o celuloide perforada en el centro, que se colocará posteriormente, pinchada con el mismo alfiler con que se coleccione el insecto.

CATALOGADO DE PREPARACIONES MICROSCOPICAS

El catalogado de preparaciones microscópicas es de suma importancia, a fin de evitar errores en su identificación. Siempre que sea factible, el preparado debe acompañarse con el insecto, pero los hechos entre cubre-objetos y portã-objetos, por el tamaño grande, deben ser guardados aparte.

Para disminuir al mínimo los errores se aconseja llevar un cuaderno donde se anotan, en orden númerico, los preparados que se realizan con los datos del insecto y su identificación. El mismo número de orden debe anotarse en el porta-objetos.

Los aficionados podrán tener un solo cuaderno para to-

dos los grupos de insectos a que se dedican. Cuando se trata de instituciones o museos que poseen amplias colecciones, se deberá llevar un registro para cada grupo o familia de insectos.

A continuación se da un modelo de ordenamiento:

Catálogo de preparaciones microscópicas

Nº	*Genit*	*Ala*	*Larva*	*Determinación*	*Familia*	*Datos del insecto*
100	♀	—	—	Antipastis clarkei sp. n.	Glyphipterygidae	R.A. prov. B.A., Tigre, ex Solanum bonariensis, 4 III 1949 leg. Bourquin
101	♂	—	—	Laspeiresia araucariae Past.	Tortricidae	R.A. prov. Mnes. Pto. Piray, ex A. angustifolia 9 III 1959, leg. Golfari
102	♂	—	—	Carpocapsa pomonella L.	Tortricidae	R.A. prov. Mza., San Rafael, ex manzano, 1973 A. A. Piran leg.
103	♀	—	—	Aciptilia alternaria Zeller	Pterophoridae	R.A. prov. B.A., Castelar, ex Mentha sp., 2 V 1970, leg. J.A.P.
104	♂	—	—	Aciptilia alternaria Zeller	Pterophoridae	R.A. prov. B.A., Castelar, ex Mentha sp., 2 V 1970, leg. J.A.P.
105	—	—	Sí	Aciptilia alternaria Zeller	Pterophoridae	R.A. prov. B.A., Castelar, ex Mentha sp., 2 V 1970, leg. J.A.P.
106	♂	—	—	Holcocera sp.	Blastobasidae	R.A. prov. R.N., Cinco Saltos, 2-I-1975, leg. Ing. Oscos, forma agalla
107	♀	—	—	Holcocera baccharisella Bz.	Blastobasidae	R.A. prov. B.A., Castelar, 15-VI-1977 leg. J.A.P., forma agallas

PREPARACIONES MICROSCOPICAS DE INSECTOS Y SUS PARTES

PREPARACION DE COCHINILLAS

Las cochinillas deben ser preparadas con esmero y siguiendo técnicas especializadas. Los estudios sistemáticos de los diaspídidos se basan en caracteres del pigidio de la hembra adulta: la ubicación de la abertura vulvar, grupos de poros circunvulvares y en el borde pigidial, los lóbulos, peines, espinas, pelos hiladores, etcétera.

Las cochinillas se encuentran generalmente adheridas a las plantas, produciendo perjuicios en las hojas, ramas, raíces y frutos. Cuando se desea prepararlas se debe cortar las partes de la planta donde se encuentran adheridas y llevarlas al laboratorio. Una vez en éste, si la cochinilla es un lecánido, ceroplastes, cóccidos, etc., se la despega del vegetal evitando roturas de patas y rostro, con una aguja de disección, o en casos excepcionales cortando los tejidos vegetales donde se encuentra adherida; si es un diaspino, se levanta con una aguja de disección la escama que la cubre, teniendo cuidado de no perjudicar al verdadero insecto que se encuentra debajo de dicha capa.

Si se dispone de material vivo o fresco, adherido a la planta hospedadora, se conseguirán en igualdad de condiciones mejores preparados microscópicos que con ejemplares conservados en líquido o secos.

Los preparados microscópicos de las cochinillas pueden ser agrupados en: temporarios y permanentes.

Solamente pueden justificarse en casos especiales y los resultados que se consiguen difieren de los obtenidos con preparados permanentes. Una práctica común consiste en tratar los ejemplares con hidróxido de potasio al 10%, haciéndolos hervir hasta que queden trasparentes; se pasan por agua destilada, se hierven unos minutos y se montan entre porta y cubre-objetos en líquido de Faure (ver fórmula).

Otro procedimiento consiste en preparar un medio de montaje mezclando jalea de glicerina fundida y ácido acético glacial depositándolo en un recipiente cerrado que lo conservará en un estado prácticamente fluido. Se pondrán unas gotas de la solución sobre un porta-objetos, se colocará el ejemplar en el centro y encima el cubre-objetos. A continuación, se calienta el porta-objetos hasta que el líquido produzca burbujas favoreciendo de este modo la penetración en el ejemplar y la acción del ácido acético. Es necesario sostener el cubre-objetos con la punta de una aguja enmangada para impedir que las burbujas que se forman desplacen los ejemplares. Con este procedimiento se consigue una buena visibilidad del pigidio y de los caracteres marginales, pero los demás detalles de la estructura del cuerpo permanecerán más o menos ocultos.

Otro medio momentáneo es el *Eupanal* que se emplea en la misma forma que el anterior. El Eupanal tiene sobre la mezcla de glicerina acética la ventaja de poder endurecerse lo cual permite conservar el preparado como en medio permanente.

Existe otro método aconsejado por Morrison y conocido como Sol. A6 que es un compuesto de ácido propiónico. El procedimiento es el siguiente: se extrae la cochinilla de la planta hospedadora y se la lleva directamente al porta-objetos que ya tiene unas gotas de la solución A6. Con la ayuda de agujas enmangadas se colocan los ejemplares en posición adecuada y se cubre con el cubre-objetos. La preparación así realizada se pone sobre la plancha moderadamente caliente de un calentador eléctrico, y se la deja hasta que empieza a producir burbujas. Una vez verificado que el material esté en posición correcta, se da por terminada la operación.

Los preparados microscópicos permanentes, es decir, los realizados con medios que demuestran ser estables, deben ser el punto de partida para los estudios sobre la clasificación de estos insectos.

El primer paso en la preparación de cochinillas, consiste en la eliminación de las secreciones externas que las cubren, como también del contenido interior (órganos, tejidos). En las formas que poseen dermis muy esclerosadas y muy pigmentadas, es necesario proceder a blanquearlas con hidróxido de potasio al 10%; en casos de ejemplares muy delicados deben usarse soluciones más débiles. El método consiste en tomar la parte del vegetal donde se encuentran adheridos los ejemplares; si éstas son fácilmente separables, se despegan de la planta hospedadora directamente con una aguja y bajo lupa; si son muy pequeños, se moja la aguja con alcohol o simplemente con agua a la que quedarán adheridos hasta que se los sumerja en la solución de KOH.

Para separar el insecto, comúnmente es ventajoso cortar los filamentos del rostro en el lugar donde están prendidos al vegetal, antes de sumergir el ejemplar en la solución cáustica. Si los filamentos del rostro se encuentran prendidos muy firmemente al vegetal, se aconseja extraer parte de éste y sumergirlo en el hidróxido de potasio y pronto los cóccidos se separarán de los tejidos vegetales. Debe, en lo posible, prepararse un cierto número de coçhinillas juntas, pero para determinaciones comunes, tres o cuatro ejemplares son suficiente.

El recipiente que se utiliza para calentar la solución de potasa, será pequeño, de porcelana, con mango y con una capacidad de 2 cm^3 aproximadamente (Fig. 69). En caso de no disponer de este utensilio, se utilizará una cápsula de porcelana pequeña.

Para poder identificar cada una de las muestras en el supuesto caso de que se realice el trabajo en serie, se utilizan numeritos de metal que acompañarán al material en los posteriores pasajes del proceso de montaje. El tiempo del hervido en la solución de potasa varía de acuerdo con las características del ejemplar; si éste es grueso requiere para su clarificación mayor tiempo que otros más delicados. Con excepción

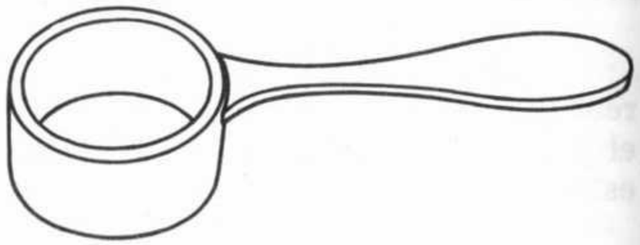

Fig. 69. Recipiente de porcelana para tratar con potasa cáustica las cochinillas.

de los casos en que se desea conseguir un blanqueado de las zonas quitinizadas, es preferible disminuir al mínimo la concentración del producto cáustico aunque sea necesario aumentar el tiempo de inmersión.

Con el fin de facilitar la penetración de la potasa en el interior del cuerpo, especialmente en las cochinillas harinosas, se la debe pinchar en algunos puntos, preferentemente en la parte ventral, entre los dos últimos pares de patas, de modo que el orificio formado facilite el pasaje del líquido a su interior. El pinchazo puede ser hecho tanto en los ejemplares frescos como en los conservados en líquido. Antes de pincharse los ejemplares secos deberá ablandárselos en la solución potásica.

Se sumerge el ejemplar en la solución hirviente alrededor de 10 minutos; luego se pasa a un recipiente con agua y con la ayuda de una aguja con la punta doblada o con una lanceta (Fig. 61), se presiona el cuerpo hasta conseguir la expulsión de todo el contenido. Hecho esto, deberá tratarse de eliminar totalmente el hidróxido de potasio por medio de lavados sucesivos con agua destilada, o mejor aún, después de la completa eliminación de todo su contenido, llevar las cochinillas a una solución de ácido acético glacial y alcohol etílico en la siguiente proporción:

Acido acético glacial	20 cm³
Alcohol etílico al 50%	80 cm³

o a una solución de ácido acético al 10% en agua destilada.

La permanencia de los ejemplares en esta solución varía entre 10 minutos y varias horas, según su tamaño.

El paso siguiente es el de la coloración; se han empleado

muchos colorantes para el teñido de quitina, pero entre los que han dado mejor resultado están las anilinas rojas, bien conocidas en su combinación básica como magenta o rojo magenta y en la combinación ácida como fucsina ácida. Cuando el teñido ha sido bien realizado se obtendrá un rosa claro brillante, cuya intensidad varía de acuerdo con el espesor de la quitina existente. Las partes membranosas exentas de quitina no toman el colorante o a lo sumo aparecen con un ligero matiz rosado.

La fórmula para preparar la solución acuosa de fucsina ácida es la siguiente:

Fucsina ácida (cristales)	0,5 g
Solución de ácido clorhídrico al 10% ...	2,5 cm³
Agua destilada	300 cm³

Las cochinillas deberán permanecer sumergidas en el colorante por espacio de 25 a 30 minutos, pero si la permanencia en el colorante es más prolongada se fijará mejor el color y se obtendrá un coloreado más permanente.

Para realizar el teñido se deberán usar recipientes pequeños, aconsejándose para estos casos los porta-objetos de cultivo con celdillas profundas y de bordes verticales (Fig. 70). Con el empleo de recipientes grandes, resulta muy dificultosa la búsqueda de los ejemplares y en ciertas oportunidades se extravía el material. El procedimiento resulta además más caro.

Tratándose de diaspídidos se aconseja usar fucsina ácida, y el magenta para las cochinillas harinosas.

La siguiente operación consiste en el pasaje sucesivo de los ejemplares en alcoholes 70° y 96° para eliminar el exceso de colorante que se encuentra en el interior del cuerpo, ayudando a ello con suaves e intermitentes presiones por medio de una aguja curvada o una lanceta.

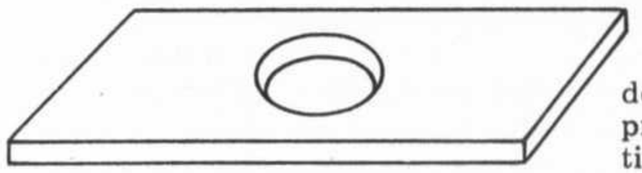

Fig. 70. Porta-objeto de cultivo con celdilla profunda y bordes verticales.

Si después de eliminado el exceso de colorante, se observa, bajo lupa, que las piezas pequeñas han resultado poco teñidas, se las deberá volver a tratar con el colorante, pero si han resultado muy teñidas, se las dejará en el alcohol hasta conseguir el color deseado. Si el color rojo ha sido muy intenso, se las colocará en alcohol rebajado al 50%.

Después de una permanencia de 10 a 15 minutos en alcohol 96% se pasará el material a alcohol absoluto para que se endurezca y se realice la completa deshidratación; en él permanecerá también de 10 a 15 minutos y se pasará luego al líquido clarificador.

Los líquidos clarificadores más usados son el xilol o xilene y la combinación carboxilol cuya fórmula es la siguiente:

Acido fénico (cristales)	1 parte
Xilol	2 partes

También se puede utilizar el aceite de cedro o aceite de clavo. Este último tiene la ventaja de no evaporarse rápidamente, por lo que no requiere tanta vigilancia; los ejemplares no quedan tan quebradizos como cuando se los trata con xilol y el medio puede ser usado en los casos de deshidratación incompleta. Del aceite de clavo se los llevará, por último, al bálsamo del Canadá.

Se pondrán una o dos gotas de bálsamo en el centro del porta-objeto, y sobre éstas, una pequeña gota de xilol; en seguida se trasfieren los ejemplares al bálsamo; si son grandes y tienen un exceso de aceite de clavo, deberá eliminárselo tratando cada ejemplar con papel de filtro.

A los ejemplares ya perfectamente orientados se les coloca el cubre-objetos y queda terminada la operación. Sólo falta el etiquetado y el secado que puede hacerse al aire libre o usando estufa a 40 °C.

PREPARACION DE COCHINILLAS SIN COLOREAR

Por regla general, las cochinillas deberán colorearse a fin de poder observar todas las características necesarias para los estudios de identificación. Cuando por alguna razón no

se desee colorear, se puede proceder de la siguiente manera:

Si se quiere realizar un preparado semipermanente se colocan las cochinillas en solución potásica al 10% y se hacen hervir en baño María hasta que queden trasparentes. Se las pasa a agua destilada con la ayuda de agujas enmangadas, se limpian y se les elimina toda la potasa. Si es necesario, se deben hacer varios cambios de agua. Por último se las monta en líquido Faure (ver fórmula).

Si la finalidad es realizar un preparado *permanente*, se procede como en los casos anteriores a hervir los ejemplares en solución de potasa al 10% en baño María durante unos minutos y se pasa a agua destilada o alcohol acidulado al 1% con ácido clorhídrico. Luego se deberá eliminar el alcohol acidulado y colocar los ejemplares con unos cristales de fenol y unas gotas de xilol, comprimiendo el cuerpo para eliminar los últimos vestigios de potasa y permitir la penetración del fenol dejándolo un rato en la mezcla. Agregar nueva dosis de cristales de fenol puro, pasar a carboxilol y posteriormente a xilol puro, y por último montar en bálsamo del Canadá.

Si se desea preparar cochinillas cubiertas de cera como los ceroplastos, pseudococcos, icerias, etc., deberá colocárselas primeramente en éter acético durante el tiempo que fuere necesario para disolver totalmente la cerosidad. Luego se sigue cualquiera de los métodos antes mencionados para la preparación de cochinillas.

PREPARACION DE PULGONES O AFIDIDOS

Montado

Los "pulgones" tienen que ser perfectamente aclarados y las formas no pigmentadas deben ser teñidas para luego proceder a su estudio. Este requiere una técnica delicada y es necesario tener habilidad para el manipuleo.

Preparado temporario

Cuando se busca un método de preparación para uso inmediato, se efectúa de la siguiente manera: se toman los

ejemplares vivos o frescos y se los coloca en líquido de Faure, Berlese o hidrato de cloral-goma arábiga.

Se arreglan las patas y alas en el medio empleado y se termina la operación en el porta-objetos; una vez concluida ésta, se coloca el cubre-objetos, evitando mover los ejemplares.

A continuación se ubican los preparados en una estufa a 50 °C hasta permitir el aclarado de las piezas.

En caso de cristalizado o deterioro, se procede a deshacer el preparado para luego remontarlo.

Preparado permanente

Si se desea realizar un preparado permanente, se debe actuar tal como se indica seguidamente.

1. Con solución de potasa cáustica. Los especímenes frescos o aquellos conservados en alcohol, formalina o secos, se los sumerge directamente en solución de KOH o NaOH al 10% y se los hierve en una cápsula de porcelana, interponiendo una plancha de amianto entre ésa y la llama o a baño María hasta hervir; a los pocos minutos los especímenes quedarán blandos y aclarados.

Los residuos deben ser eliminados, para lo cual se practicará, de ser necesario, un pequeño agujero en el abdomen con una aguja delgada.

Luego se trasfieren los especímenes a ácido acético concentrado para eliminar la solución KOH o NaOH y, en caso de necesidad, se hace un segundo pasaje por ácido acético durante 10 minutos.

Si se desea teñir los especímenes, se agrega a la solución fucsina ácida u otro colorante. Este se elimina con aceite de clavo durante 5 minutos y luego se trasfiere directamente a bálsamo del Canadá o Caedax, colocando en cada porta-objetos no más de 5 o 6 unidades.

2. Con solución de ácido láctico. Los ejemplares conservados en alcohol u otro medio son llevados a una solución de:

Acido láctico	50 partes
Alcohol 96%	35 partes
Agua destilada	15 partes

y se los pone a baño de María a 90 °C en una cápsula de porcelana o tubo pirex cerrado por 24 horas. En caso de especímenes más esclerosados, deberán permanecer en la estufa 48 horas.

Si es necesario teñir con fucsina ácida, trasferir a ácido láctico y luego a aceite de clavo y por último montar en bálsamo o Euparal.

PREPARACION DE ALEIRODIDOS

En la preparación de los estados inmaduros de aleirodidos se aconseja seguir el procedimiento siguiente: se inicia la operación del mismo modo que si se tratara de cochinillas, pero, en lugar de dejarlas en el colorante (fucsina ácida) durante 24 horas, se observan permanentemente y se retiran del colorante en el momento oportuno. Luego se continúa como en casos anteriores. Si se trata de especies muy oscuras se procede de la siguiente manera: los ejemplares se colocan primero en una solución preparada de la siguiente forma:

Agua oxigenada al 30%	3 partes
Amoníaco	1 parte

Se colocan 6 gotas de esta solución en un porta-objetos con celdilla profunda, se introduce el material dejándolo hasta que se aclare y luego se lo pasa a solución alcohol-acética en donde permanecerá por espacio de una hora y media. De allí se lo lleva a alcohol absoluto y luego a aceite de clavo y por último se lo monta en bálsamo del Canadá.

PREPARACION DE TISANOPTEROS

En la preparación de los tisanópteros se deben considerar dos grupos: uno, perteneciente a la familia de los trípidos que son, en su mayor número, de aspecto claro, y el otro, los de la familia floeotrípidos que son ejemplares oscuros.

Preparación de trípidos

Se sumerge el material en alcohol a 70°, posteriormente en alcohol 96° y después en alcohol absoluto, dejándolo en él 10 minutos. De aquí se lo pasa a una mezcla de partes iguales de alcohol absoluto y xilol, 1 a 2 minutos, luego a xilol y por último se monta en bálsamo del Canadá. Como se observará, en este método no se procede al coloreado.

Preparación de floeotrípidos

Se colocan los ejemplares en solución cáustica al 10% en frío, observando el momento oportuno para retirarlos y se los traspasa a otro recipiente que contenga solución alcohol-ácido acético.

Alcohol 96%	50 cm^3
Agua destilada	45 cm^3
Acido acético glacial	20 cm^3

En esta solución permanecerán por espacio de hora y media; luego se pasa el material a alcohol absoluto y de éste a una mezcla de partes iguales de alcohol y xilol; de allí a xilol puro y por último se montan en bálsamo del Canadá.

PREPARACION DE APHELINIDOS

Los aphelínidos se preparan incluyéndolos en medio de montaje adecuado, según se trate de preparados temporarios o definitivos.

Los preparados temporarios deben ser realizados en la siguiente forma: se tratan los especímenes con hidrato de potasio al 2% y se los hace hervir observando constantemente, hasta eliminar los tejidos que se encuentran en su interior; se los sumerge luego en agua acidulada por unos minutos, luego a agua destilada donde se hierven unos minutos y se montan entre porta y cubre-objetos usando como medio el líquido Faure u otro medio a base de goma arábiga. El Euparal se usa del mismo modo que el anterior, pero con la ventaja de

que, una vez endurecido, se conserva el preparado como en un medio permanente.

Para realizar preparados microscópicos definitivos ha de incluírselos en medios tales como bálsamo del Canadá, resina Dammar o Caedax.

Antes del montado, se debe hacer la clarificación con hidróxido de potasio al 2%, luego el lavado de los ejemplares en agua destilada o alcohol 50° acidulado, y a continuación pasarlos por la serie de alcoholes, alcohol-xilol y xilol, comprimiéndolos de vez en cuando hasta eliminar los líquidos del cuerpo para conseguir una buena visión. Una vez terminada esta operación, se montan en uno de los medios resinosos mencionados. Si se trata de especies delicadas, debe emplearse el hidróxido de potasio en frío.

En el caso de incluir varios ejemplares, deberán colocarse algunos extendidos y los otros de costado. Al aplicar el cubreobjetos deberá evitarse que se desplace el medio y los insectos.

PREPARACION DE MALLOPHAGA

El Dr. A. C. Gicchino aconseja el siguiente procedimiento:

a. Los especímenes se colocarán en tubitos que contienen la siguiente solución:

$NaOH$	2,5	g
$NaSO_4$	25	g
$NaCr_2O_7$	5	g
H_2O c.s.p.	100	cm^3

b. Luego de entibiarlos en baño María durante el tiempo suficiente para la maceración de la parte orgánica, se pasarán a ácido acético glacial para neutralizar los residuos alcalinos y comenzar la deshidratación.
c. Se colocarán en fenol-etanol en que se habrá disuelto Eosina AB amarillenta o Fucsina ácida (ambas sustancias se emplean separadamente). Puede realizarse así la deshidratación y la coloración en un mismo paso y evitar el manipuleo excesivo de los ejemplares.

d. Se pasarán a creosota vegetal por espacio de unos minutos para eliminar un eventual exceso de colorante.
e. Se montarán en bálsamo del Canadá natural y se llevarán a estufa.

En varios de los ejemplares, en particular los machos, se usarán coloraciones de contraste con algunos colorantes de anilina. Se ha de lograr así una gran definición en las estructuras, especialmente las genitales, lo cual permite interpretarlas y describirlas con todo detalle.

PREPARACION DE INSECTOS PEQUEÑOS (CON POCOS PASAJES)

Si se desea realizar la operación con pocos pasajes se aconseja el siguiente método: se coloca el material en potasa al 10% en baño María, o se calienta directamente en cápsula de porcelana. Se saca de la potasa y se coloca en un salerito de vidrio con agua, donde se procede a la limpieza de los más gruesos;si se nota dificultad para su limpieza se vuelve a la solución de potasa por unos minutos hasta que la dificultad desaparezca. Se coloca la pieza en alcohol-fenol y se termina de limpiar. Si el material ha quedado descolorido, se lo tiñe con anilina "lignin pink". Una vez conseguido el teñido adecuado, se lo pasa a creosota y por último se incluye en bálsamo del Canadá.

PREPARACION DE COLEOPTEROS PEQUEÑOS Y SUS PARTES

Para el estudio de coleópteros pequeños, como por ejemplo los escolítidos, se toman en consideración, además de los caracteres externos fácilmente visibles, el aparato genital, patas delanteras y traseras, antenas, la espermateca y las piezas bucales.

Ciertas partes pueden ser montadas en seco en un cartoncito colocado en el mismo alfiler que lleva el insecto del cual provienen las piezas desprendidas, o también se puede

realizar un preparado por película trasparente, de la medida adecuada, en lugar de porta y cubre-objetos de vidrio, y se lo colocará pinchado en el alfiler que sostiene al insecto.

Tratándose de colecciones importantes y material que se desea estudiar y conservar por largo tiempo, es conveniente hacer preparados entre porta y cubre-objetos de vidrio, utilizando un medio resinoso de conservación indefinida. La técnica correspondiente sería la siguiente: se selecciona el ejemplar y con ayuda de agujas enmangadas se desprenden las piezas deseadas tales como antenas, patas, etc., y se las coloca en alcohol 96° por espacio de 20 a 30 minutos, luego en aceite de clavo hasta que se hayan aclarado, y por último se montan en bálsamo del Canadá; las diferentes piezas se colocarán en el mismo porta-objetos, pero bajo diferentes cubre-objetos, a fin de poder ubicarlos en la posición deseada (Fig. 71 A, B).

Se toma un porta-objetos común, bien limpio y se colocan los taquitos de material plástico; a continuación se coloca una gota de bálsamo, luego la pieza y por último el cubre-objetos. Apretando suavemente en el centro del cubre-objetos y bajo lupa, se conseguirá la posición y altura deseadas del preparado.

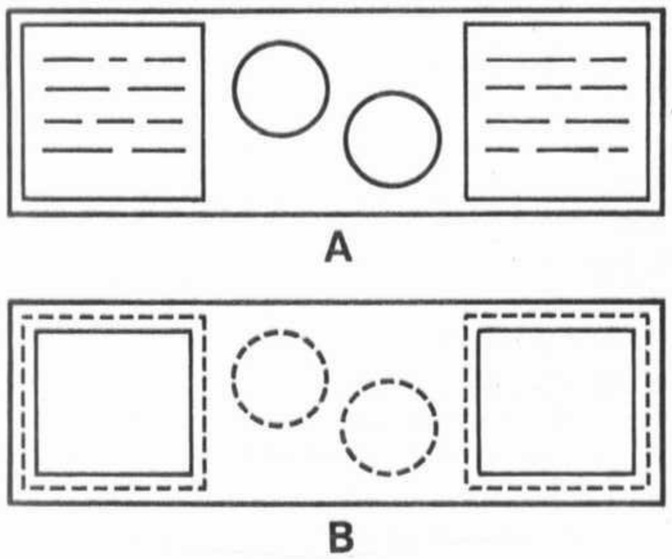

Fig. 71. Preparados microscópicos: A) cara superior, B) cara inferior.

PREPARACION DE GENITALES DE INSECTOS

El primer paso es seleccionar el o los insectos. En lo posible, se han de escoger ejemplares en buenas condiciones y, si se dispone de material abundante, se deben seleccionar ejemplares de ambos sexos, así como también otros que representen las supuestas variaciones dentro de la especie en estudio.

Cuando se realiza la revisión de un grupo determinado se aconseja seleccionar ejemplares de la misma localidad del Tipo (Topotipo), o un material comparado con el Tipo (Homeotipo) o, en último de los casos, un ejemplar de localidad próxima al Tipo, que esté en buenas condiciones.

Realizado este primer paso se procede a la confección de los rótulos. El primero deberá ser colocado en el alfiler junto al ejemplar del que se extraerá el abdomen y que se utilizará para hacer el preparado (Fig. 72 A); y el segundo que será provisional, deberá colocarse con un alfiler de cabeza de vidrio en el tapón de corcho del tubo donde se ha colocado el abdomen con la solución de potasa (Fig. 72 B). En la etiqueta número 72 A se anotará el signo del sexo, si son genitales macho (♂) o hembra (♀), el número del preparado, las iniciales del preparador y la fecha de la preparación; y en la 72 B el número del preparado, el sexo y las iniciales del preparador.

Las dimensiones de la etiqueta podrán ser las siguientes: 16 mm × 9 mm.

La etiqueta provisoria (Fig. 73) es fabricada por el mismo preparador en el momento oportuno y deberá ser de tamaño un poco menor que el porta-objetos. En ella deberá anotarse, en la parte superior, el nombre del insecto, en el lado izquierdo todos los datos referentes al mismo que se encuentran anotados en las etiquetas junto a él, y en el lado derecho, si son genitales macho o hembra, fecha de preparación, iniciales del preparador y número del preparado.

Ya confeccionadas las etiquetas se procede a desprender el abdomen del ejemplar. El modo de realizarlo varía de acuerdo con el orden al que pertenece el insecto. Tratándose de lepidópteros, se toma el ejemplar y se lo coloca decúbito dorsal; con una aguja enmangada se hace una leve presión en

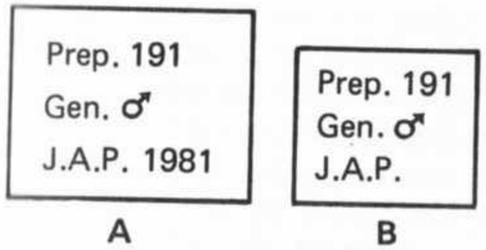

Fig. 72. A) rótulo para ser colocado en el alfiler junto al ejemplar, B) rótulo provisional para ser colocado junto a la pieza en preparación.

el extremo del abdomen, lo que provocará su rotura en la unión con el metatórax; en el caso de que no se consiga desprender el abdomen en el lugar indicado, se deberá invertir el insecto y hacer presión por la parte inferior del abdomen procurando que la rotura no ocurra entre el meso y metatórax; para ello se aplica la punta de la aguja sobre la sutura metatórax-abdomen.

Microlepidópteros

A los microlepidópteros, una vez separado el abdomen, se los moja por unos minutos en alcohol y se los pasa a un tubo de vidrio (de unos 10 cm de altura por 1 cm de diámetro) con hidróxido de potasio al 10% en donde se los dejará hasta conseguir una consistencia tal que permita separar sin dificultad los genitales del resto de los tejidos abdominales. El tiempo necesario para esta operación varía desde 2 a 3 horas en el caso de microlepidópteros como las especies de Tortricidae, Gelechiidae, Adelidae, Gracilariidae, Coleophoridae, etc., hasta 24 horas en el caso de "polillas" de mayor tamaño.

Después de permanecer el abdomen en la solución de potasa el tiempo necesario, para que se destruya la mayor parte de los tejidos abdominales, con excepción de las partes quitinizadas, se lo pasa a un recipiente chato (salerito o caja

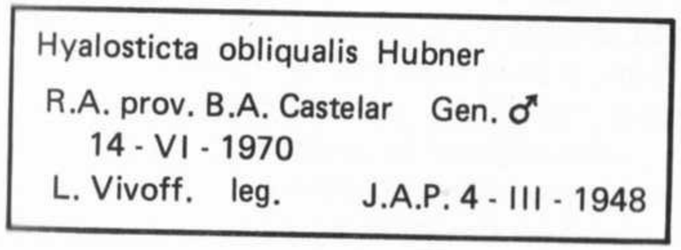

Fig. 73. Recorte de papel provisorio del tamaño del porta-objeto con los datos del insecto y del preparado.

de petri pequeña) que contenga agua. En este medio y con ayuda de agujas enmangadas, pinzas bien delgadas y pincel de pelo de camello, se extrae primeramente del interior del abdomen la mayor parte de los tejidos destruidos por la potasa, como también gran parte de las escamas abdominales.

Posteriormente se separa el abdomen de los genitales, cortando por la membrana intersegmental del octavo segmento abdominal en el caso de los ejemplares machos y en el séptimo, en caso de hembras. A esta altura es conveniente cambiar el agua y continuar la limpieza del abdomen y de los genitales, y una vez terminada ésta, si está en condiciones, se procede a la coloración, en el caso de que se note poco contraste.

El colorante usado es la solución de mercurio cromo al 5%. Unas pocas gotas de solución concentrada del colorante se colocan en un recipiente pequeño con agua. El tiempo que debe permanecer la pieza en la solución colorante varía de uno a otro ejemplar, así como también según la concentración de la solución. Habrá que evitar que los tejidos queden excesivamente coloreados, o por el contrario, que se tiñan demasiado poco; el tono más apropiado es el rosa pálido. Cuando los genitales quedan más tiempo del necesario en el alcohol, los tejidos membranosos se oscurecen en exceso y muchos caracteres sistemáticos importantes pueden pasar inadvertidos.

Después de coloreada la pieza, se la trasfiere a un recipiente con agua para eliminar el exceso de colorante y en seguida se pasa a alcohol 96° como deshidratante, donde deberá permanecer por 15 minutos; en este momento se procederá a terminar la limpieza y eliminación de escamas y material extraño que haya quedado, siendo éste además el momento indicado para separar el aedeagus del resto de la genitalía. A continuación se abren los harpagones, se observa con detención si todas sus partes están en la posición debida y se encima una laminita de vidrio para evitar que los harpagones salgan de su posición, y se la deja por 15 minutos.

Del alcohol, se pasan —genitales y abdomen— a un recipiente pequeño o a un porta-objetos excavado que contenga unas gotas de aceite de clavo, que endurecerá las piezas de modo que conserven la posición correcta y permitan la observación. Los genitales permanecerán en el aceite de clavo durante 24 horas y luego se pasarán a un recipiente con xilol donde se eliminará el exceso de aceite. Las piezas estarán entonces en condiciones de ser montadas. Para esto, en un porta-objetos bien limpio se ponen una o dos gotas de bálsamo del Canadá y en él se introducen los genitales y abdomen, poniéndolos en posición conveniente según el grupo que se estudie.

Si los genitales y abdomen pertenecen a microlepidópteros pequeños pueden ser colocados juntos bajo un mismo cubre-objetos, pero si pertenecen a especies de mayor tamaño serán puestas independientemente, aunque siempre sobre el mismo porta-objetos. Cuando se preparan genitales de espesor mayor que el común, conviene usar anillos especiales o taquitos de material plástico para impedir su deformación.

Si se trata de preparar genitales de especies muy pequeñas, como las de las familias Adelidae, Gracilariidae, Coleophoridae, etc., deberá procederse con sumo cuidado. Separado el abdomen del cuerpo de la mariposa se lo llevará a un recipiente pequeño que contenga alcohol 70°, donde permanecerá unos instantes; de allí se pasará a la solución de potasa al 5%, en frío, y a la que se ha agregado anteriormente unas gotas de colorante para teñir el abdomen y los genitales a fin de poder encontrarlos en los sucesivos pasajes. Deben usarse unos "saleritos" pequeños para no dificultar la búsqueda de las diferentes piezas. El montado ha de hacerse en porta-objetos plano y no excavado.

Preparar genitales de las hembras requiere más cuidado que si se trata de machos. El abdomen deberá ser sacado entero, teniendo cuidado de no seccionar el conducto que une la bolsa copulatrix al resto de los genitales. Siguiendo el mismo procedimiento, una vez retirado el abdomen de la potasa y ya en el agua, se secciona entre el octavo y noveno segmento y se procede a la limpieza de todas sus partes con agujas enmangadas de varios tamaños y con un pincelito de pelo fino.

Si no se observaran bien los caracteres, a través del segmento abdominal que se ha dejado, convendrá seccionarlo, conservándolo juntamente con las otras partes del abdomen. Para tal fin, se corta con el extremo de la aguja el tejido de

cada lado de dicho segmento. A través de él se pasa la aguja enmangada cuidando de no perjudicar el conducto a la bolsa copulatrix. Haciendo presión contra el vidrio, se conseguirá, sin dificultad, partir la membrana de uno de los lados. Dando vuelta los genitales y repitiendo la misma operación, se conseguirá separar totalmente dicho segmento abdominal. De este modo se observarán con nitidez algunas partes, en especial la unión del conducto que para ciertas especies resulta un importante carácter específico. Los genitales hembra deben colocarse con la parte ventral hacia arriba y en posición simétrica.

Microlepidópteros muy pequeños

Para preparar genitales de lepidópteros muy pequeños como los Elachistidae, los entomólogos Olsen y Nielsen usan el siguiente método: el abdomen completo es hervido en una solución de potasa cáustica al 10% (KOH) durante 2 a 4 minutos, hasta que parezca estar bien limpio y quede sumergido en el fondo, señal de que casi todos los lípidos han sido eliminados. La disección final y el arreglo es entonces hecho en un porta-objetos, directamente, sin trasferir la genitalia de un lado a otro, pues esto a menudo desordena las setas y las estructuras delicadas. Los autores usan ácido acético al 30% (CH_3COOH), y agregan por medio de un pincel muy fino "lime soap"; este disolvente tiene una tensión superficial muy baja, evapora lentamente y permite un fácil descarnado; los restos y las escamas son retirados del abdomen y de la genitalia usando un pincel fino o una pluma recortada; las agujas no deben ser usadas porque dañan o desgarran la genitalia. El alcohol y la esencia de Euparal son agregados con diferentes pinceles, mientras el Euparal es agregado usando una aguja. Es muy importante evitar la desintegración de la genitalia macho y colocarla totalmente desplegada. No es recomendable retirar el aedeagus de la genitalia.

Macrolepidópteros

Se despega el abdomen del ejemplar del modo explicado anteriormente y se coloca en un tubo que contiene solución

potásica al 10% en frío durante 3 o 4 horas. Después se pasa a otro recipiente que contenga agua donde se procederá a la eliminación de gran parte de las escamas, y a continuación se separan los genitales del resto del abdomen. Para ello se utilizan dos pinzas finas, una curva y otra recta; ya separados los genitales, se los coloca en potasa al 10% y se calienta durante 2 a 10 minutos, según el estado del material. Luego se trasvasa a otro recipiente con agua donde se limpia perfectamente y con la ayuda de una pinza se extrae el aedeagus; se trasfiere entonces a un recipiente de fondo chato con alcohol 96° colocándolo en la posición deseada; para que ésta no se modifique se aplica encima una laminita de vidrio.

Mientras tanto se limpia el abdomen en el agua donde está y se elimina su contenido; luego se pasa brevemente por potasa al 10% en caliente, se lo vuelve al agua, se termina la limpieza, y por último, se pasa a alcohol 96% juntamente con los genitales.

En este líquido se dejan ambas piezas por espacio de 20 minutos, pasándolas luego a carboxilol (300 cm^3 de xilol y 100 g de ácido fénico anhidro). A continuación, se colocan los genitales en la misma posición, asegurada siempre por el vidrio y se pone también el abdomen bien estirado bajo un trozo de vidrio. De aquí se les pasa a xilol por unos minutos y se procede al montado de las piezas del modo siguiente: se toma un porta-objetos excavado y se limpia bien con un lienzo de hilo bien seco. Se ponen en la concavidad unas gotas de bálsamo del Canadá y en forma simétrica tres o cuatro trocitos de material plástico de espesor variable según la profundidad de los genitales; a continuación se coloca la pieza en el centro y el aedeagus en la parte inferior, inmediatamente se coloca el cubre-objetos que se habrá mojado con xilol. Si resultara dificultosa la adquisición de porta-objetos excavados se pueden también utilizar los comunes usando taquitos de altura apropiada. La cutícula abdominal se coloca aparte, en el mismo porta-objetos, a la izquierda de los genitales, bajo cubre-objetos sin usar taquitos.

Si se trata de genitales hembra a veces es necesario proceder al teñido. Para ello se sacan del agua una vez que ésta está limpia, se llevan al colorante y de éste al alcohol junta-

mente con la cutícula abdominal, que no se tiñe, continuando el proceso como en el caso anterior.

Si se desea dibujar los genitales antes de ser montados en bálsamo, se procede de la siguiente manera: se coloca el abdomen en solución de potasa cáustica caliente hasta conseguir la destrucción de músculos y demás tejidos sin valor taxonómico, luego se pasa a agua donde se realiza la limpieza, y se lo lleva a un pequeño recipiente con la siguiente solución:

Agua	48 cm^3
Glicerina	48 cm^3
Fenol	4 cm^3

En esta solución la genitalia podrá permanecer todo el tiempo necesario para su estudio y también mientras se la dibuje con ayuda de la cámara clara. Si se desea que los genitales no cambien de posición mientras se dibuja, se pondrá una gota de cemento a base de caucho en el fondo del recipiente y luego la pieza encima de ésta de modo de fijarla a gusto del operador. La goma que se halla adherida a los genitales, se quitará con la ayuda de un pincel fino manipulando debajo de la solución. Una vez terminado el estudio se pasa a alcohol 70° y se continúa la preparación como en el caso anterior hasta montarla definitivamente en bálsamo del Canadá.

Otro modo de preparación de genitales de lepidópteros que debe ser tomado en consideración por su sencillez, es el propuesto por el entomólogo Kriyer. Se pone el abdomen en solución de potasa, con lo cual se extiende totalmente, hecho que resulta de importancia en la preparación de la genitalia hembra. Cuando se ha conseguido la destrucción de tejidos internos, se lava en agua y se monta en líquido Faure entre porta y cubre-objetos.

Una vez que se ha observado, estudiado y dibujado se procede al montado permanente en bálsamo del Canadá. Se pone la genitalia en una gota de goma arábiga sobre el porta-objetos y se deja evitando que se resquebraje. Posteriormente, se pone bálsamo y se monta. De este modo el preparado no cambia de posición.

Conviene hacer un primer estudio y el dibujo de la genitalia cuando aún está en el agua, luego pasarla a glicerina y continuar el estudio; en este medio se pueden ver estructuras que no se ven en el agua o en el mismo bálsamo.

Preparaciones de genitales de dípteros

Mosquitos: para poder identificar un apreciable número de Culicidae es necesario estudiar sus genitales o terminalia; aun en las especies con caracteres morfológicos externos bien diferenciados, ésta sirve como auxiliar si es que han perdido los pelos y escamas que se usan en la sistemática. También en algunos géneros donde las especies son muy homogéneas tales como Haemagogus, Culex, etc., el estudio de los genitales de los machos es imprescindible para el reconocimiento específico, puesto que las hembras son muy semejantes, y, salvo algunas excepciones, no permiten la determinación de la especie.

Para la preparación de genitales de mosquitos es necesario, como primera medida, cortar el extremo abdominal del ejemplar con unas tijeritas de disección. Se lo coloca luego en solución de potasa al 10%, dejándolo en ella varias horas, o si se desea activar la preparación, se calienta hasta punto de ebullición y se deja la pieza durante algunos minutos. La primera de las formas expuestas tiene la ventaja de que el álcali va destruyendo los tejidos no esclerosados con más lentitud, pero uniformemente. Una vez retirada la pieza de la solución potásica, se la traslada a agua destilada con ácido acético glacial, en una solución de un 3 a 5%, dejándola por lo menos 15 minutos y presionándola débilmente para que cambie el líquido de su interior.

Trascurrido ese lapso, se vuelve a trasladar la pieza a otro recipiente con agua destilada, y se deja otros 15 minutos. Posteriormente se monta en líquido de Faure, o, si se desea hacerlo en bálsamo, se procede a los pases por los alcoholes de distinta graduación, se aclara posteriormente en clavo de olor y luego se monta.

Para algunas especies es necesario separar las distintas partes que componen la genitalia procediendo a la disección cuando están en clavo de olor.

Otro método de preparar los genitales de mosquitos machos es el siguiente: a) se extraen los últimos segmentos abdominales; b) se trata con solución de potasa al 10%; c) se lava en agua y se separan los genitales de los segmentos abdominales; d) se pasa a alcohol-fenol (50% de alcohol 96° y 50% de fenol); e) se lleva a creosota por 5 a 30 minutos, según la pieza (hasta que se note que está bien diáfana); f) se monta en bálsamo del Canadá. Se procede así: se pone sobre el cubre-objetos una gota de bálsamo y se coloca la pieza en la posición deseada; se lleva el preparado a estufa a 40° durante 24 horas; se saca de la estufa, se agrega más bálsamo y se tapa con el cubre-objetos.

Preparación de genitales hembra de tripétidos

El aparato genital de las hembras de tripétidos posee caracteres taxonómicos distintivos importantes, que se utilizan para la separación de las especies, no así los genitales del macho. El método de preparación es el siguiente: si la mosca se encuentra en alcohol u otro líquido conservador, o ha sido recién muerta, se la coloca en posición ventral bajo una lupa estereoscópica. Se aprieta el abdomen con la ayuda de una aguja y con otra se desprenden los genitales. Se llevan éstos a solución potásica al 10% en caliente por unos minutos y ya aclarados se pasan a agua para proceder a limpiarlos y eliminar tejidos internos sin valor taxonómico. Luego, con la ayuda de una pinza se sujeta la extremidad del abdomen *a* y con una aguja *b* se empuja por el lado interno hasta hacer salir el oviducto *c* (Fig. 74 A). Realizada esta operación se toman los genitales con la pinza *a* y con otra pinza *b* en la mano derecha se tira hasta conseguir extenderlos completamente (Fig. 74 B).

Una vez limpios, se pasan por alcohol-xilol y se montan en bálsamo. Se aconseja montar la vaina y el grupo de espinas basales "rasper" en posición dorsal y el ovipositor en posición ventral, ambas en diferentes cubre-objetos.

Preparación de genitales de micetofílidos

Los insectos que se encuentran en camas de algodón o

Fig. 74. Esquema de genitalia de tripétido que muestra la forma de hacer salir el ovipositor: a) pinzas, b) alfiler, c) ovipositor, B) forma de conseguir su extendido.

los que han sido pegados con goma en tarjetitas triangulares y que se desean estudiar deben ser puestos en cámara húmeda durante 24 horas. Una vez ablandados, con una tijera delgada se les corta el abdomen. Este se introduce en un tubo Pirex con potasa cáustica al 10%, y se lo calienta a llama directa hasta conseguir su aclarado; se pasa a agua en un porta-objetos excavado donde se limpia eliminando los tejidos que rodean a la cápsula genital. Luego se saca el agua con una pipeta y se agrega alcohol 70° y luego 96°, permaneciendo la pieza en el mismo porta-objetos.

Con la ayuda de agujas muy finas se pasa a creosota, en otro porta-objetos excavado y luego se lo prepara usando como medio el bálsamo del Canadá.

El preparado enumerado se conserva junto al insecto en el mismo alfiler (D. J. Duret) (Fig. 75).

Preparación de genitales de himenópteros

Los pompilidos y otras familias de insectos quitinizados se los prepara de la siguiente forma:

La primera operación es extraer la estructura genital del

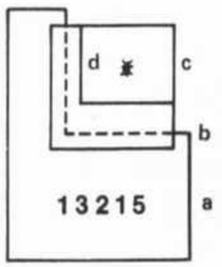

Fig. 75. Preparado microscópico que se pincha con el mismo alfiler de adulto de donde proviene: a) tarjeta, b) porta-objeto, c) cubre-objeto, d) genitalia.

macho con ayuda de una aguja enmangada con la punta doblada y se coloca el complejo genital en NaOH en frío por dos o tres días, o en caliente por algunos minutos.

Una vez que han sido destruidos los tejidos no quitinizados con ayuda de agujas enmangadas, se sumerge la pieza en agua para proceder a su limpieza. Luego se pasa a alcohol 96° para eliminar los restos de agua y por último se lo deposita en un tubito con glicerina.

En esta forma queda en condiciones de ser observado para su dibujo y estudio taxonómico.

PREPARACION DE ALAS

De macrolepidópteros

Las mariposas y polillas tienen las alas revestidas por escamas que dificultan la observación exacta de las nervaduras que las forman. Para evitar este inconveniente se procede a la eliminación de aquéllos por medio de métodos apropiados que se describirán a continuación.

El método varía de acuerdo con el tamaño del ejemplar y la forma de inserción de las escamas.

La primera operación consiste en desprender las alas que se desea preparar. Para tal fin se toman individualmente las alas por sus bases con unas pinzas de superficie interna lisa, haciendo movimientos hacia arriba y hacia abajo hasta conseguir separarlas completamente, si es necesario con ayuda de un bisturí o una hoja de afeitar.

Se ponen las alas en un recipiente con alcohol 96° durante 2 o 3 minutos moviendo el alcohol con el pincel a fin de que se empapen totalmente. Trasvasarlas a una solución de hipoclorito de sodio al 6%, o agua lavandina, hasta que se consiga el grado de blanqueo deseado. Si este proceso se hace muy lento puede ser acelerado sumergiendo las alas en solución de ácido clorhídrico (4 o 5 gotas en 3 cm^3 de agua), y volviendo nuevamente a la anterior. Cuando se ha conseguido el blanqueado deseado, se trasfieren a un envase con agua donde, si se desea, pueden eliminarse las escamas pasando un pincel liviano por ambas caras de las alas. Es preferible dejar

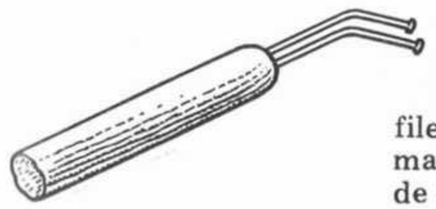

Fig. 76. Instrumento formado por dos alfileres doblados en la mitad, con mango de madera utilizado para el trasvase de las alas de mariposa.

una parte pequeña con escamas para poder relacionar el dibujo del ejemplar con las nervaduras. Cambiar el agua y, si es posible, utilizar agua destilada; pasar luego a alcohol 96° hasta deshidratación, aclarar con carboxilol o aceite de clavo y montar en bálsamo del Canadá.

En el caso de macrolepidópteros de alas fuertemente quitinizadas, se debe iniciar la operación como en el caso anterior, y ya blanqueadas y llevadas al agua se pasarán a alcohol 96° hasta conseguir la deshidratación. Se las tenderá luego bien estiradas sobre un papel de filtro dejándolas hasta que se hayan secado, tras lo cual se las despegará cuidadosamente y se las colocará en una tarjeta asegurada con un adhesivo.

Otro método aconsejable por su sencillez que el autor de este trabajo usa comúnmente para los macrolepidópteros es el siguiente:

Se separan las alas por el procedimiento conocido y se introducen en un recipiente con abundante cantidad de alcohol 96° por 2 o 3 minutos, moviendo el alcohol con el cabo de un pincel de modo que las alas se empapen totalmente; se las pasa a solución de hipoclorito de sodio al 6% por espacio de 2 o 3 minutos y luego a ácido acético al 5%, de allí se pasa a agua destilada y luego a alcohol para deshidratar; por último, se procede al montado en seco entre dos porta-objetos o entre dos cristales de mayor tamaño, si los ejemplares así lo requieren. Conviene permitir la evaporación del alcohol antes de cubrir las alas. Los extremos de los dos cristales se unirán con papel engomado.

Para manejar las alas de las mariposas y trasvasarlas de una a otra solución, se usa un par de alfileres entomológicos doblados más o menos por la mitad y montados en un mismo mango de madera (Fig. 76).

Primeramente se desprenden las alas con ayuda de una aguja enmangada, actuando cerca de la base de las mismas, realizando movimientos de arriba hacia abajo. Luego se las coloca en alcohol 96° y se inicia la extracción de las escamas bajo una lupa binocular; se pasan a agua, y se continúa con la limpieza, volviéndolas nuevamente a alcohol 96°.

Es preferible iniciar la limpieza por la parte más cercana a la base y al centro, dejando los bordes para el final. El fleco debe eliminarse con un pincel evitando romper la membrana alar.

El pincel que se usa debe ser pequeño, de pelo fino de camello o de marta, al que se le habrá cortado la punta, de modo que los pelos sean del mismo largo.

Cuando se realizan preparaciones microscópicas de lepidópteros muy pequeños, como los Elachistidae y a su vez muy delicadas, se sigue el método aconsejado por Olsen y Nielsen (1977) que es el siguiente: se desprenden las alas superior e inferior del lado derecho presionando hacia abajo en la base.

Cuando quedan separadas, se colocan en una gota de ácido acético al 30% en el porta-objetos y se procede al descamado utilizando un pincel fino o una pluma de ave recortada. Para eliminar todas las escamas desprendidas, se lava con alcohol absoluto con el auxilio de un pincel fino. Las alas son montadas entre porta y cubre-objetos, usando como medio esencia de Euparal o Euparal.

Preparación de alas de insectos quitinizados

Con este método de preparación las alas de coleópteros, hemípteros, homópteros, ortópteros, odonatos, etc., pueden ser conservadas por largo tiempo, lo cual presenta gran ventaja para los estudios sistemáticos.

El primer paso a seguir es la separación de las alas del cuerpo. Los insectos pegados en etiquetas o los enhebrados en alfileres se ponen en cámara húmeda acompañados por las tarjetas de identificación, tratando de que en los diferentes

pasajes no se produzcan confusiones en la identificación del material.

La cámara húmeda es preparada con agua y unas gotas de vinagre común y gotas de ácido fénico como desinfectante, y se coloca el material durante 24 horas; trascurrido dicho tiempo se lo seca y se lo pone entre dos papeles de filtro, hasta eliminar la humedad superficial.

Si los insectos son pequeños se los coloca en una base adecuada, engomada, pero no autoadhesiva, usando syndetikon que aumenta el poder de adhesión.

Hay que asegurarse de que el adhesivo no llegue a los élitros y menos aún a las epipleuras elitrales, pues si esto sucede e impide abrir los élitros habrá que reiniciar la operación.

Se deja reposar el material a temperatura ambiente por 1 o 2 horas, de modo que quede bien fijo al soporte. Luego, bajo lente de aumento o microscopio estereoscópico y con ayuda de alfileres entomológicos, se abren las alas presionando en la sutura del ala con el tórax, tratando de no dañar el pliegue jugal.

Algunas veces las alas se despliegan naturalmente al ponerse en contacto con la solución, pero en otros casos esto no sucede, y habrá que esperar por unos 30 minutos tras lo cual se procederá a abrirlas con ayuda de alfileres. Una vez cumplida esta operación, se presiona el ala sobre el fondo con la ayuda de un pincel. Cuando se trata de ejemplares muy viejos se debe manipular con sumo cuidado para no estropear la membrana alar.

Las alas que no se despliegan y son muy quitinizadas y con membrana sutil o poco pigmentadas, deben volverse nuevamente a la solución acuosa agregando unas gotas más de vinagre. Luego se calientan por unas horas, pero sin que el líquido llegue a hervir o a evaporarse.

El montaje se realiza de la siguiente manera: se toma el ala distendida y por su base, con ayuda de un pincel de pelo fino, se trasvasa a otro recipiente para separar las impurezas y desde allí al porta-objetos, tratando de eliminar el exceso de líquido por medio de una tirita de papel de filtro.

Una vez colocada el ala en las condiciones deseadas se cubre con un cubre-objetos y se coloca encima un peso, de

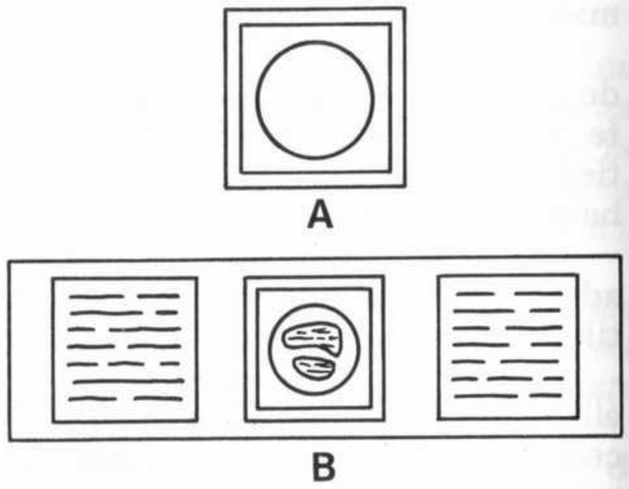

Fig. 77. Preparado microscópico de alas de microlepidópteros: A) etiquetas, B) preparado una vez terminado.

menor tamaño que éste (por ejemplo, una arandela de metal) para no obstaculizar el siguiente paso: el enmarcado.

El enmarcado se puede hacer con varios productos, tales como etiquetas engomadas de tamaño mayor que el cubre-objetos y abiertas en el centro para permitir la observación (Fig. 77), o con tiras engomadas de las que se emplean para cerrar las diapositivas o con esmalte de uñas espeso. No se aconseja el uso del bálsamo del Canadá ni de la laca de asfalto, porque suelen correrse por dentro del preparado, perjudicando la observación. Es preferible cerrar solamente tres lados, de modo de permitir la eliminación del líquido de la pieza tratada.

Las cintas engomadas deben ser más largas que el cubre-objetos, y de un ancho de alrededor de los 6 milímetros.
Luego se repite la operación por el lado opuesto y ya se puede retirar el peso colocado y poner la tercera tira.

Los preparados se colocan luego al calor suave de una lámpara eléctrica y, una vez eliminada toda la humedad interior, se pone la cuarta tira.

Por último, se colocan a ambos lados del porta-objetos las etiquetas con los datos del insecto y su identificación.

CAPITULO XI

CONSERVACION DE INSECTOS EN MEDIOS LIQUIDOS

Los estados inmaturos de los insectos también merecen coleccionarse para poder observar sus caracteres en momento oportuno. Para ello habrá que guardarlos de modo que conserven las características que tenían en vida: forma, color y demás caracteres propios.

Uno de los medios más usados son los líquidos, que preservan por mucho tiempo.

Los más empleados son particularmente el alcohol, la formalina y otras fórmulas en las cuales predomina uno de estos productos. También se aconsejan estos líquidos para guardar insectos adultos, que luego deben ser disecados o simplemente guardados.

Alcohol

El alcohol se emplea para la conservación de larvas y es, sin duda, el líquido más usado, especialmente para los estados larvales, ninfales y adultos de psócidos, afídidos, tisanópteros y ciertos grupos de dípteros, himenópteros y hemípteros.

El alcohol conserva las materias orgánicas por su gran poder deshidratante, que en los de muy alta graduación es muy enérgico.

La concentración a emplear varía con la especie a conservar: es decir, que si el espécimen es de consistencia dura, la graduación alcohólica debe ser más concentrada, y si es pequeño y delicado, deberá ser diluida.

La dilución más aconsejable para larvas, psócidos, ácaros y otros grupos delicados es 70°, pudiéndose aumentar

hasta 80° para los más resistentes. Especialmente cuando se desea actuar con soluciones alcohólicas concentradas, es aconsejable depositar primero los especímenes en alcohol de 60° y luego pasarlos a la solución definitiva.

Para preparar las soluciones de la concentración deseada se usan en la práctica preferentemente los alcoholímetros: centesimal de Gay Lussac y el de Cartier, que se venden en las casas del ramo.

Si el entomólogo se encuentra desprovisto de alcoholímetros, para diluir el alcohol puede hacer uso de la siguiente tabla que le dará un dato aproximado.

La tabla dará la cantidad de agua que ha de agregarse a 100 volúmenes de alcohol de un porcentaje dado, para llevarlo al título inferior deseado.

En la parte superior de la tabla están indicados los porcientos del alcohol de que se dispone y en la columna de la izquierda los porcientos del alcohol que se desee obtener. En los puntos de intersección se indica la cantidad de agua que deberá agregarse.

TABLA DE DILUCION DE ALCOHOLES

Alcohol a obtener	*ALCOHOL A DILUIR*								
	90%	*85%*	*80%*	*75%*	*70%*	*65%*	*60%*	*55%*	*50%*
85%	6,5								
80%	13,79	6,83							
75%	21,89	14,48	7,20						
70%	31,05	23,14	15,35	7,64					
65%	41,53	33,03	24,66	16,37	8,15				
60%	53,65	44,48	35,44	26,47	17,58	8,76			
55%	67,87	57,90	48,07	38,32	28,63	19,02	9,47		
50%	84,71	73,90	63,04	52,43	41,73	31,25	20,47	10,25	
45%	105,34	93,30	81,38	69,54	57,78	46,09	34,54	22,90	11,41
40%	130,80	117,34	104,01	90,76	77,85	64,48	51,43	37,46	25,55
35%	163,28	148,01	132,88	117,82	102,84	87,03	73,08	58,31	43,59
30%	206,22	188,57	171,05	153,61	136,04	118,94	101,71	84,54	67,45

Por ejemplo, 100 partes de alcohol de 90°, necesitan 31,05 partes de agua para llevarlo a 70%.

No disponiendo de tablas de dilución, se puede usar el siguiente procedimiento:

Para diluir el alcohol de 95% a 70%, se toman 70 cm^3 de alcohol de 95% y se agrega agua hasta completar 95 cm^3.

Es decir, la cantidad de alcohol a emplear está dada por el número de la graduación a obtenerse, y la cantidad de agua a agregar, será la diferencia entre este número y el de la graduación del alcohol original.

Las larvas que se deseen conservar en alcohol deben ser primeramente sacrificadas sumergiéndolas en agua hirviendo durante un minuto, o en solución de Peterson, también conocida con la abreviatura KAAD. Esta operación tiene por objeto coagular las materias albuminoides del cuerpo, favoreciendo la conservación y manipuleo posterior.

Una vez realizada esta operación y puestos los ejemplares en alcohol, debe guardárselos en frascos convenientes, bien tapados, con el fin de evitar la evaporación del líquido.

El tamaño de los tubos que se emplean varía de acuerdo con el grupo a coleccionar. Para la colección de larvas se usan tubos con fondo curvo, tapados con algodón e introducidos en frascos de mayor capacidad, con cuello y de tapa esmerilada; una vez depositados los tubos en su interior, se coloca el líquido conservador hasta cubrirlos y finalmente se tapa (Figs. 78 y 79).

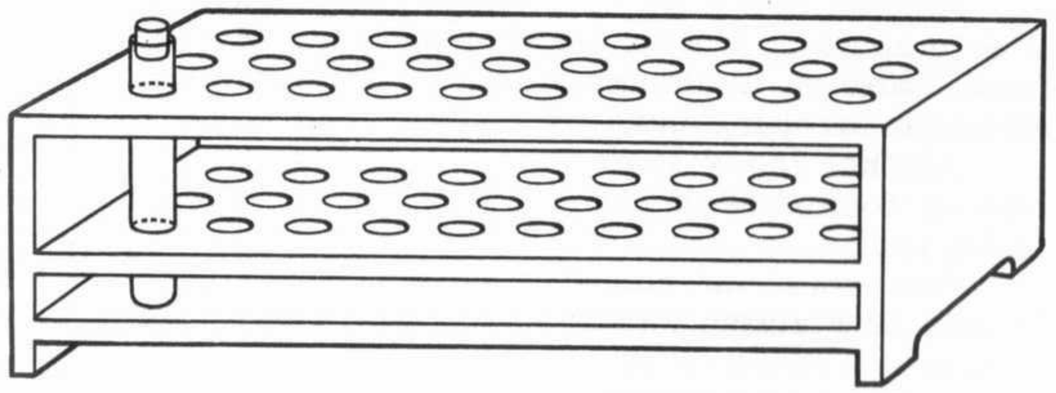

Fig. 78. Gradilla para guardar insectos en medios líquidos.

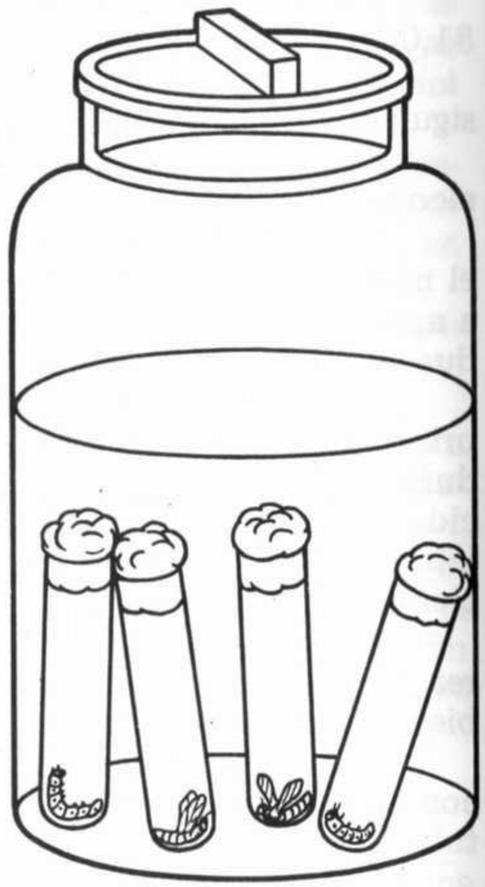

Fig. 79. Frasco para colección de tubos con insectos en medio líquido.

Mezclas alcohólicas

Alcohol 75% y 2% de glicerina, tiene la ventaja de que, si se evapora el alcohol, el espécimen queda humedecido. Debe usarse en cantidades pequeñas, de lo contrario se endurecerán los ejemplares.

Alcohol 75% y 3% de formol, se utiliza para la conservación de toda clase de insectos, lo mismo que la solución de Bolles Lee.

Para conservar pequeñas orugas, se puede utilizar el líquido de Fraussen y para larvas y pupas el líquido de Mac Gregor.

Antes de sumergir el material en las mezclas mencionadas, debe matárselo en agua caliente.

Formalina

Este producto también da buenos resultados para la conservación, pero debe manejarse con cuidado pues los vapores perjudican las mucosas nasales y también irritan los ojos y las manos.

La proporción recomendada es la siguiente:

Solución de formalina comercial (formol al 40%)	10 cm^3
Agua destilada	100 cm^3

Una mayor cantidad de formol endurece el material.

Una vez colocadas las larvas en los líquidos, deben numerarse los tubos y, con un lápiz de grafito blando, escribirse los datos en un rotulito de papel que luego se introducirá en el tubo.

Las colecciones deberán ser revisadas todos los años, colocando nuevo líquido donde sea necesario, y ajustando o cambiando los tapones de algodón deteriorados.

Si se desea conservar larvas y pupas de insectos con sus propios colores, se aconseja utilizar el siguiente método de Shater Jackson.

Una vez muertos los especímenes en cianuro o con vapores de cloroformo o éter acético, se los coloca en alcohol 90% y en seguida se los pasa a la solución siguiente:

Azúcar de caña	10 partes
Acido acético glacial	5 partes
Formalina	2 partes
Agua destilada	100 partes

El azúcar, disuelto previamente en el agua, se añade al ácido acético y luego se agrega la solución resultante a la formalina. Los ejemplares se dejan en este líquido unas 24 horas. Entonces se trasladan a otro que es igual en su composición, excepto que no contiene ácido acético.

Al cabo de 24 horas se renueva el líquido. Tratándose de ejemplares voluminosos se aconseja un nuevo cambio de líquido después de una semana o 10 días, pues los vestigios de ácido acético tienden a desvanecer el color.

Para obtener los mejores resultados ténganse en cuenta las siguientes observaciones:

Cuando los ejemplares tienden a flotar es útil una inmersión previa por unos minutos en alcohol de 70° a 90°, lo cual facilitará el contacto y penetración del líquido.

Tratándose de larvas gruesas, es útil dejarlas en inanición unas horas antes de matarlas, a fin de que eliminen los residuos alimenticios.

CAPITULO XII

CONSERVACION DE LARVAS EN SECO

Si la finalidad es conservar las larvas grandes en colecciones o para exhibición, se las puede preparar en seco, especialmente cuando se desea exponer los estados ontogenéticos en cajas.

Las orugas de tamaño grande de ciertos Ordenes como lepidópteros y coleópteros, podrán conservarse en seco siguiendo métodos especiales, algunos de los cuales se dan más adelante.

Para el insuflado de larvas de lepidópteros se utiliza un aparato especial que se podrá adquirir en las casas del ramo, si es que se necesita preparar gran número. En cambio, si sólo se desea preparar algunas larvas, resultará más económico utilizar un tubo de farol o de lámpara común, tal como se observa en la figura (Fig. 80), el que hará las veces de cámara. Para el insuflado, se seguirá el método que se describe a continuación.

ORUGAS DE LEPIDOPTEROS

Primeramente deberá matarse la oruga en alcohol o ácido acético, luego se la colocará entre dos tiras de papel secante limpio o papel de filtro y con los dedos se le apretará suavemente el cuerpo, empezando desde el tórax hacia la extremidad anal, para que salga todo el contenido del cuerpo. A continuación será conveniente colocarla sobre otro papel secante limpio y apretar nuevamente el cuerpo, para lo

cual se pasará, a modo de rodillo, un lápiz o tubo de vidrio. Será conveniente repetir esta última operación hasta conseguir la eliminación total de las partes internas de la larva.

Si la larva fuera delicada, deberá comprimirse con suavidad para evitar que se rompa la piel y, en caso de que quede algo en su interior, se podrá eliminar por medio de lavajes acuosos utilizando para tal fin un gotero de punta bien fina que se introducirá por el orificio anal. Cuando las larvas son chicas se aconseja recurrir a otros métodos.

Insuflado

Esta operación, que al principio parece sencilla, resultará un tanto dificultosa para los principiantes, especialmente cuando haya que insuflar larvas delicadas en las que se debe proceder con sumo cuidado para no perjudicar las estructuras cutáneas.

Una vez terminada la limpieza de la larva, será conveniente pasar vaselina por la punta del tubo *1* y luego, tomando la larva con la mano, introducirle éste por el ano. En esta posición, la larva se podrá sostener adherida al tubo de vidrio por medio del resorte *2* colocado para tal efecto, o bien atándola al tubo con un hilo.

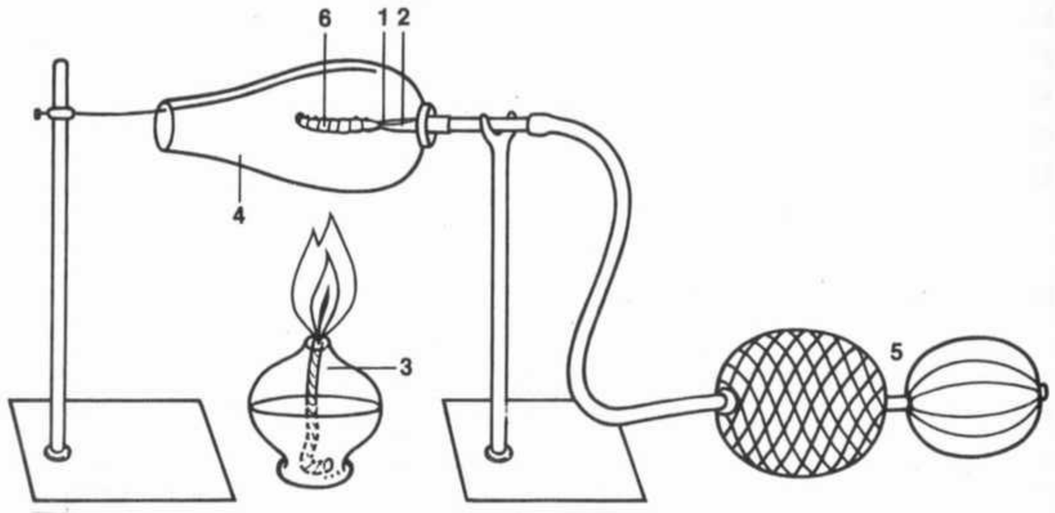

Fig. 80. Aparato para insuflar larvas: 1) tubo de vidrio, 2) resorte, 3) mechero, 4) tubo de farol, 5) insuflador neumático para Richard, 6) larva.

A continuación se encenderá el mechero *3* colocándolo debajo del tubo de farol *4* y, una vez obtenida la temperatura necesaria, se coloca el tubo *1* en su posición y manteniendo la cámara cerrada, se comenzará el insuflado, por medio de la pera Richard *5*. La llama del mechero no deberá ser muy fuerte ni la temperatura de la cámara muy alta, y para ello será conveniente hacer uso de un termómetro para mantener la temperatura constante. Se podrá observar que el insuflador neumático tiene una cámara intermedia, la que permitirá obtener una presión constante.

Se continúa insuflando lentamente de modo que la larva al secarse conserve su postura normal. Para que la larva se seque lentamente y para que el calor que recibe sea parejo, será necesario que el operador haga girar ésta, poco a poco, lo que permitirá que se seque por igual.

Una vez que se haya realizado el insuflado y después que las larvas se hayan secado convenientemente, será necesario guardarlas en cajas apropiadas. Algunos entomólogos colocan en el orificio anal un trocito de madera que servirá para clavar el alfiler que hará de sostén, y en otros casos se pega la larva sobre ramitas y luego se sujeta todo por medio de alfileres. Este método, si bien es práctico y ventajoso para ser usado para la exhibición, presenta el inconveniente de que generalmente los especímenes pierden el colorido (Fig. 81).

LARVAS DE COLEOPTEROS

Las larvas de coleópteros de gran tamaño se deben preparar de la siguiente manera: se toma la larva viva y se la introduce en una solución caliente de alcohol 50% dejándola por unos instantes. Se saca de dicha solución y con un bisturí filoso o con una hoja de afeitar, se le hace un corte longitudinal que permite extraer sus órganos internos.

Una vez que se ha extraído la masa interna de la larva, con la ayuda de pinzas finas, tijera y espátula de madera o hueso, se introduce nuevamente en solución alcohólica donde se terminará de limpiar; luego se saca, se deja secar, y se rellena con algodón. Por último se procede a su montado siguiendo el procedimiento antes descrito.

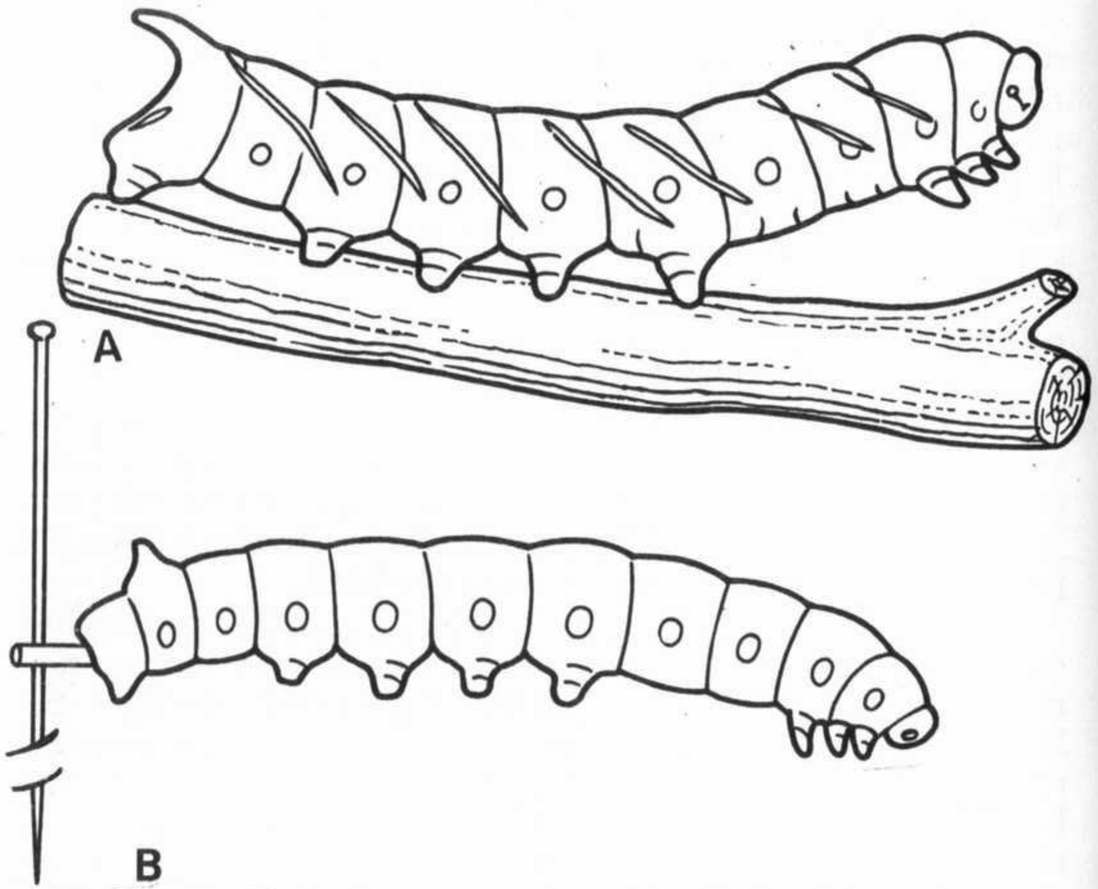

Fig. 81. Modo de conservar larvas insufladas: A) pegada en una rama, B) en alfiler entomológico.

En otros casos, especialmente para larvas más pequeñas, se pueden rellenar con una mezcla de tres partes de parafina y una de cera.

CONSERVACION DE LARVAS POR DESHIDRATACION

Primeramente se matan las larvas en agua hirviendo o en solución de Petersen y se pasan por sucesivas soluciones de alcohol al 70%, 80% y 96%, donde permanecerán un día en cada una. Se las sumerge luego en alcohol absoluto, donde permanecerán uno o dos días. Una vez deshidratadas tras su pasaje por la serie de alcoholes, se las sumerge en xilol o en éter, durante dos días; se cambia el xilol o el éter si se han

puesto amarillentos, y se dejan allí por dos días más. Las orugas así deshidratadas y desengrasadas se pasarán, para secarlas, a papel absorbente.

CONSERVACION DE LARVAS POR RESINIFICACION

Otro de los procedimientos para preparar las larvas, con preferencia las de tamaño mediano, es por medio de su resinificación. Para ello se debe proceder primeramente a la fijación de las larvas, ya sea introduciéndolas en agua hirviendo por un espacio de 5 minutos o en un fijador cualquiera durante 24 horas.

A continuación deberá procederse a la deshidratación, haciéndola pasar sucesivamente por una serie de alcoholes de 70%, 80% y 90% y absoluto. Se las deja sumergidas en cada uno de ellos durante 24 horas; luego se pasan a una mezcla de alcohol-xilol y después a xilol puro. Luego se pasarán por las siguientes soluciones de trementina:

1. 2 partes de xilol y una parte de trementina
2. 1 parte de xilol y 1 parte de trementina
3. Trementina pura.

Después de lo cual, las larvas quedarán perfectamente resinificadas.

CAPITULO XIII

CONSERVACION DE INSECTOS ADULTOS

No siempre resulta posible preparar los insectos adultos en seguida de cazados o de muertos, siendo por lo tanto necesario depositarlos en lugares apropiados hasta tanto se disponga de tiempo para proceder a su preparación.

Cajas con "camas" de algodón

Las cajas a utilizar serán de cartón o madera de tamaño mediano, de aproximadamente 20 × 15 cm y de una altura de 5 a 10 centímetros.

El procedimiento es el siguiente: se toman dos tiras de papel (Fig. 82 A, a y b), algo consistente (papel madera), y se cortan de un ancho acorde con las medidas del fondo de la caja; el largo deberá adecuarse a lo que se indica en la figura 82 A. Para cerrarlas se plegarán en forma de sobre, teniendo cuidado de doblar primero las aletas de *b* y luego las de *a*. Sobre este papel se colocará una plancha de algodón delgada, y encima, en perfecto orden, los insectos y una etiqueta donde se indican la procedencia, planta huésped, fecha, etcétera. Luego, se esparce un poco de naftalina o paclosol, se doblan las lengüetas de papel y se deposita el sobre en la caja. Una vez llena una cama, se usaría otra en la misma forma hasta llenar la caja. No debe sobrepasarse la capacidad de la caja, pues al presionar podría perjudicarse a los insectos. En cada cama o planchuela deberán colocarse, en lo posible, insectos más o menos semejantes, tanto en lo que respecta a tamaño como al orden o familia a que pertenecen.

Las cajas, una vez llenas y bien rotuladas, deberán guardarse en lugar apropiado y libre de humedad.

Se aconseja colocar los lepidópteros en planchuelas aparte por la delicadeza de estos especímenes y las escamas que se desprenden de sus alas.

Sobres de papel

Los lepidópteros, odonatos, neurópteros, se depositan para su conservación en sobres de papel, hasta el momento de proceder a su montado.

Podrá utilizarse cualquier papel de mediana consistencia, preferiblemente trasparente y que no sea encerado. El papel de seda usado para flores y el papel multicopia usado para máquina de escribir, son muy aconsejables en especial por ser más resistentes al ataque de los insectos.

Los entomólogos fabrican sobres recortando papeles rectangulares que se doblan del modo indicado en la figura 82 B, variando el tamaño de los mismos según los lepidópteros a conservar. Por lo general, debe colocarse un espécimen en cada sobre, salvo el caso de que por necesidad haya que poner dos o tres.

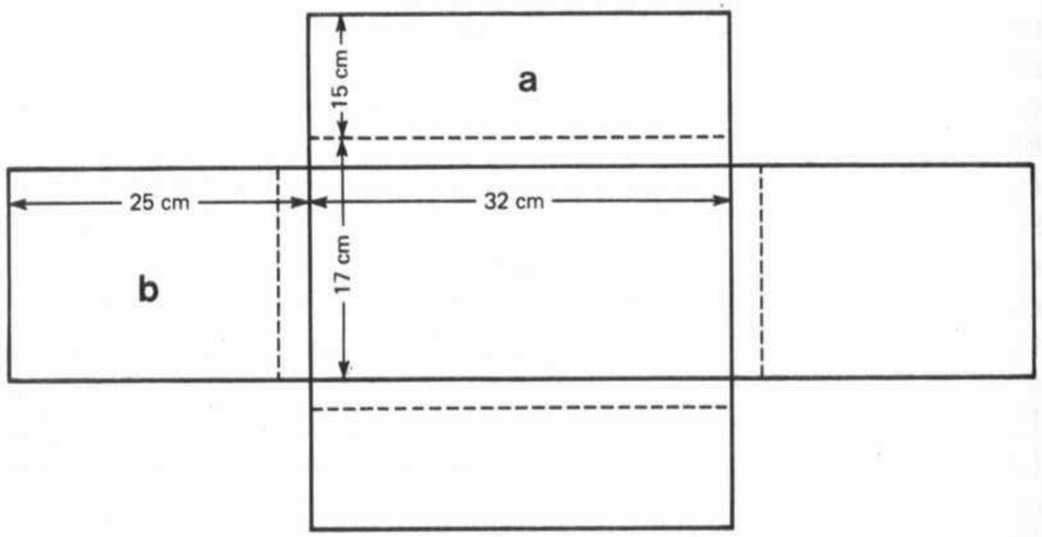

Fig. 82. A. Tiras de papel cruzadas para la preparación de camas o planchuelas.

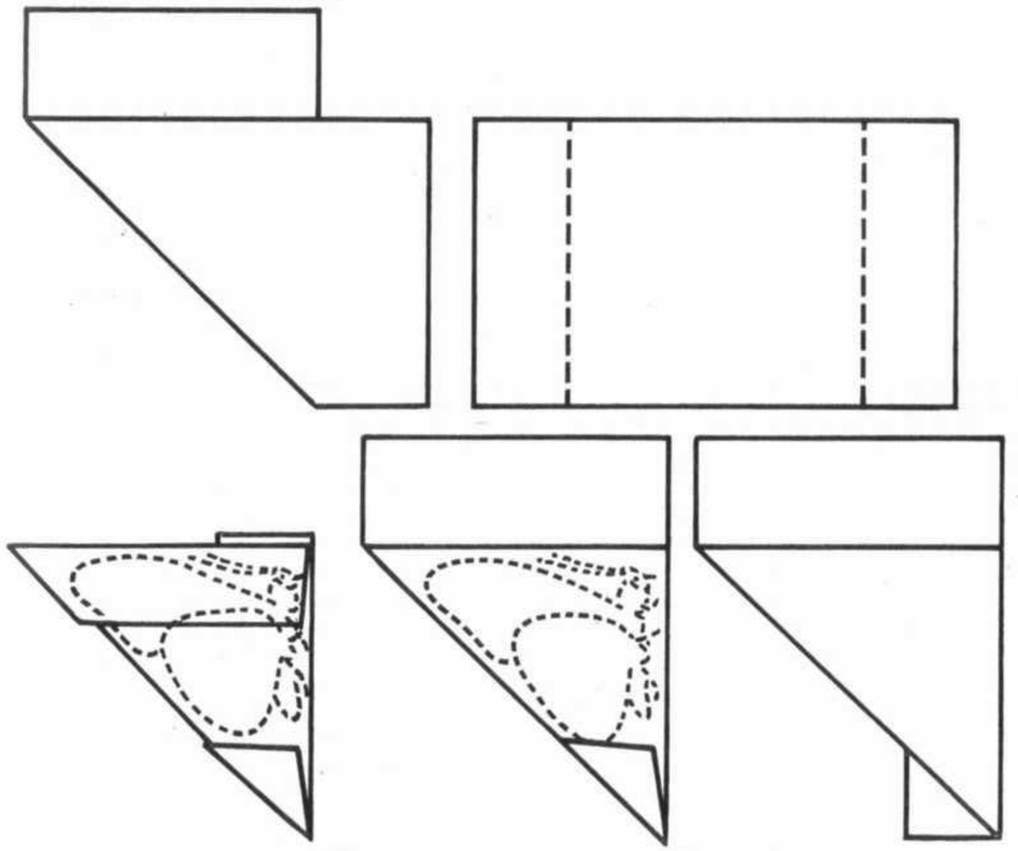

Fig. 82. B. Preparación de sobres triangulares para guardar mariposas y otros insectos alados.

Los ejemplares deberán colocarse con las alas hacia arriba y las patas y antenas de modo que no se perjudiquen (Fig. 82 B).

Las indicaciones de localidad, huésped, fecha y demás datos deben escribirse en el borde del papel. Una vez cumplidos estos requisitos, se pondrán los sobres en cajas de cartón o madera, con naftalina o paclosol. Luego se taparán las cajas y se las depositará en un lugar seco.

Los microlepidópteros se pondrán en sobres más pequeños tratando de no poner muchos ejemplares en cada uno.

En caso de que el tiempo lo permita, los microlepidópteros deberán ser guardados en cajas, pinchados con minucias, hasta el momento de su preparación definitiva; para ello habría que llevar cajas de cartón apropiadas y con fondo de turba o telgopor para pinchar los ejemplares.

CAPITULO XIV

CONSERVACION DE INSECTOS EN CAJAS

CAJAS PARA COLECCIONES DE INSECTOS

La última etapa en la conservación de insectos, es la que trata el modo de depositarlos en las cajas para conservarlos en colecciones en forma bien ordenada y rotulada. Las cajas donde se depositarán los insectos deberán reunir ciertas condiciones para una buena conservación.

En primer lugar, deberán ser de tamaño conveniente y uniforme y es imprescindible que su cierre sea perfecto para preservar los insectos del polvo y la humedad y de organismos que puedan atacarlos; el fondo estará constituido por un material blando que permita clavar con facilidad los alfileres.

Las cajas que se aconsejan para la formación de colecciones son las denominadas "Deyrolle" de dos tamaños: el chico, de 26 × 19,5 × 5,7 cm y el grande de 26 × 39 × 5,7 cm de altura. Estas cajas están hechas de madera revestidas interiormente de papel blanco y exteriormente de colores oscuros. El fondo de la caja, como ya se dijo, estará constituido por un material blando. Existen diversos materiales que sirven para este objeto, como el corcho molido y prensado, la turba, ciertas maderas porosas (balsa), pita, materiales plásticos, cartón prensado, etcétera. Las láminas de corcho en climas húmedos tienen tendencia a absorber humedad y por consiguiente oxidan las puntas de los alfileres. El cartón prensado, que es barato, resulta un poco duro para pinchar alfileres.

Sobre dicha planchuela se colocará un papel blanco cuadriculado que, además de dar consistencia al material, realza-

rá la presentación de la caja. Sobre ese papel se clavarán los alfileres que sostienen los insectos, sirviendo los cuadrados como guía.

La tapa deberá ser de vidrio, para ver los insectos sin necesidad de abrir la caja.

Algunos entomólogos de épocas anteriores usaban cajas con tapa y fondo de vidrio, clavando los insectos en varillas de madera o cartón, de modo que pudieran observarse ambas faces sin necesidad de abrir la caja.

Las cajas deberán ser colocadas en los estantes de los armarios en posición horizontal. A cada una se le pondrá un rótulo con el nombre de la familia o grupo de insectos que se hallan en su interior.

Los muebles donde se guardan las cajas tendrán cierres a prueba de entrada de parásitos.

Las colecciones se guardarán en lugares bien secos para evitar los graves efectos del moho; y deberá evitarse, en lo posible, la entrada de luz que decolorará los ejemplares, especialmente los lepidópteros.

Para el caso de principiantes, o con el fin de guardar provisoriamente insectos antes de ser colocados en las cajas definitivas, podrán usarse cajas de cartón de tamaño similar a la del tipo "Deyrolle", a las que se les colocará un fondo de turba, corcho, "telgopor" (poliestireno expandido, derivado del polipropileno) y "Emalene" (espuma compacta sintética). El "telgopor" tiene el inconveniente de ser atacado por el contacto del benzol y otras sustancias usadas en la conservación de los insectos, por lo que deberá ser cubierto por papel.

Los entomólogos profesionales o quienes tengan experiencia en la profesión y dispongan de los medios necesarios, podrán hacer construir armarios para la colección de cajas (Fig. 83).

Arreglo de los insectos en las cajas de colección

Los insectos deben colocarse en cajas en forma ordenada y sólo cuando estén ya preparados y etiquetados.

Cada caja deberá agrupar los insectos pertenecientes a la misma Familia, Sub-familia o Género según la cantidad de

que se dispone. De este modo se simplificará su búsqueda y quedarán colocados más estéticamente.

Los insectos de una misma especie deberán colocarse en hileras de izquierda a derecha o de arriba hacia abajo, de acuerdo con el grupo que se desea coleccionar. En el caso de tratarse de especies de gran tamaño o insectos que tienen antenas y patas extremadamente largas, habrá que acondicionarlos del modo más conveniente. Es aconsejable también

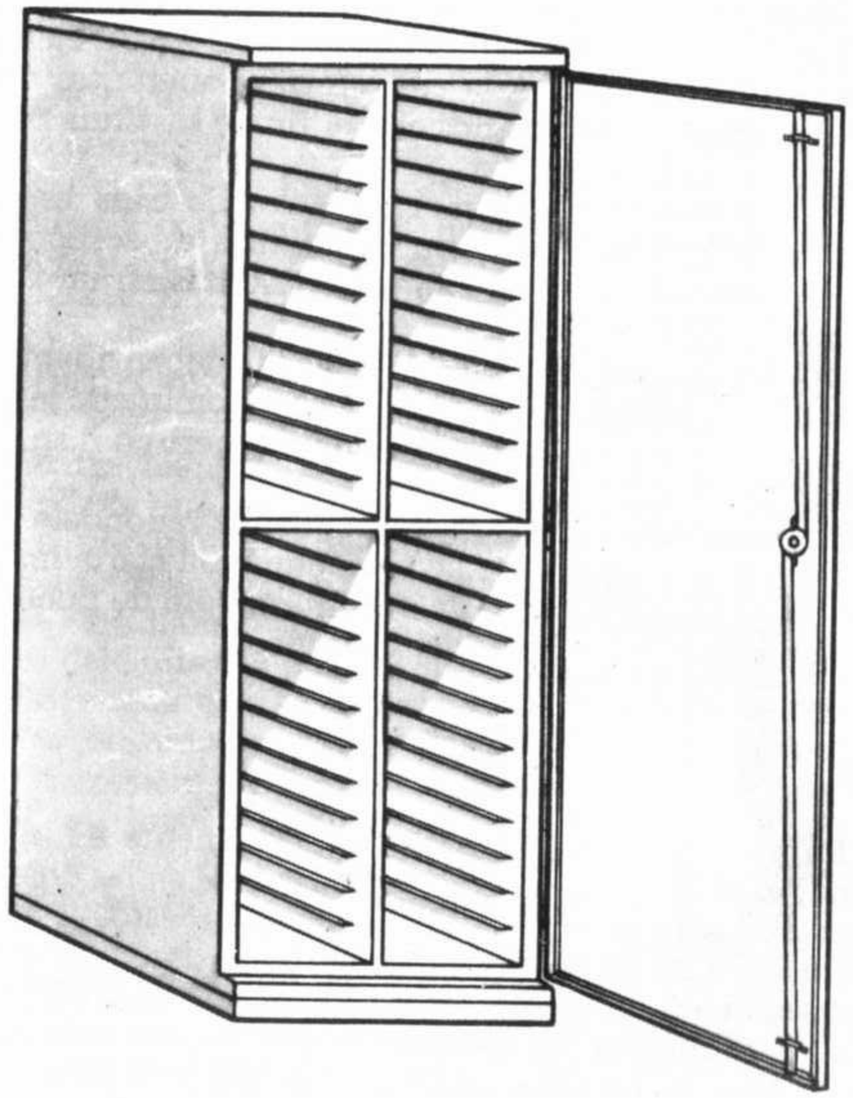

Fig. 83. Armario para guardar las cajas de colección de insectos.

dejar espacios libres con el fin de que se puedan agrupar otros ejemplares iguales.

El número de ejemplares pertenecientes a una misma especie que deberán conservarse en una colección varía según la especie. Por ejemplo, en el caso de los lepidópteros y muy especialmente los microlepidópteros, debe conservarse mayor número por cada especie que en el caso de ciertos coleópteros, ya que aquéllos son más delicados y se deterioran al menor descuido; por otra parte, también se tendrá presente el rango de variaciones de la especie, necesitándose además varios ejemplares de los dos sexos. En las colecciones numerosas, las especies están representadas por 20 o 30 ejemplares y a veces muchos más. A la vez, en cajas aparte, se deberán reservar ejemplares duplicados con el fin de sustituir a los que se deterioren en la colección.

A la izquierda del primer ejemplar de cada especie se debe colocar una etiqueta con el nombre específico del insecto. Dichas etiquetas ya han sido descritas en un capítulo anterior.

En el caso de ejemplares "tipos", deben identificarse colocando la palabra "Tipo" debajo del nombre de la especie seguida de la abreviatura n.gen (nuevo género) o n.sp. (nueva especie).

Otros acostumbran colocar pequeños redondeles de cartón en colores. Cuando la colección adquiere cierta importancia, es conveniente organizarla por intermedio de ficheros que permitan identificar el material buscado.

MOHO

En ciertas zonas del país y especialmente en la Capital Federal, el moho llega a producir perjuicios en las colecciones que no han sido bien atendidas. Para evitar esto, es necesario poner dentro de las cajas un producto higroscópico con el fin de conseguir un ambiente seco; se aconseja para ello el ácido fénico. Para limpiar los ejemplares que ya han sido atacados por el moho, se les debe pasar un pincelillo de pelo de camello humedecido en el líquido antes mencionado, en bencina o bicloruro de mercurio.

VERDIN

Los insectos que han sido pinchados con alfileres de mala calidad, producen al cabo de algún tiempo "verdín". En ciertos casos este verdín se forma primero alrededor del alfiler, luego cubre al insecto dándole un aspecto desagradable y lo perjudica en gran parte.

En las colecciones en que se hayan empleado alfileres inadecuados y se hayan dañado insectos que se desee conservar, se deberá proceder a colocar el material en cámara húmeda por unos días: una vez que éstos se han ablandado, se extrae el alfiler y se coloca el insecto en bencina o éter acético; cuando el verdín se ha eliminado, se coloca un nuevo alfiler y se limpian por medio del pincelillo los vestigios de verdín que hubieran quedado.

En el caso de "mariposas" es preferible proceder primero al cambio del alfiler y luego eliminar el verdín con el pincel humedecido en bencina o éter acético.

PRODUCTOS PRESERVATIVOS PARA COLECCIONES

Entre los preservativos más usados para conservar las colecciones está la naftalina en bolitas. A éstas se les deberá colocar un alfiler que permita fijarlas a las cajas. Para ello se toma un alfiler común y luego de calentarlo al rojo por medio de una llama, se introduce en el interior de la bolita la cabeza del alfiler, el cual, al enfriarse, quedará adherido. También se puede usar naftalina en escamas que se colocará en bolsitas de muselina. Otro producto utilizado para este fin es el paradicloro-benceno, conocido comúnmente por paclosol; da buenos resultados pero se volatiliza más rápidamente. Se vende en cristales y para usarlo deberá colocarse en pequeños sobres de papel o bolsitas de muselina.

Para eliminar los inconvenientes que presenta el uso de la naftalina en bolitas que a veces se zafan del alfiler y ruedan por el fondo de la caja destrozando el material y también el uso de bolsitas para la naftalina en escamas y el paclosol, el autor usa en su colección particular esquineros de cartulina de dos centímetros de altura, que permiten retener una

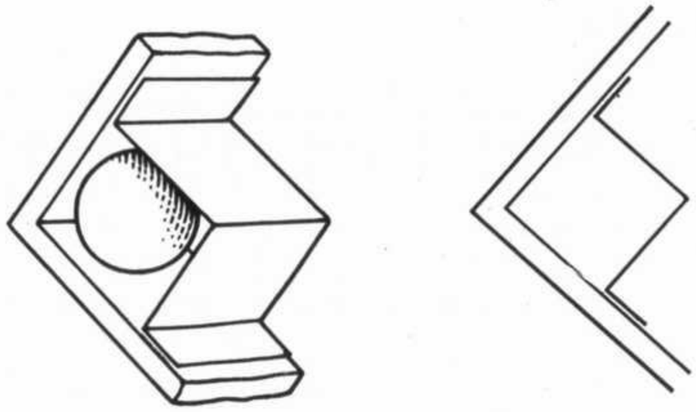

Fig. 84. Esquinero de cartulina para una bolita de naftalina o paclosol.

bolita de naftalina o una dosis de naftalina en escamas, paclosol o cualquier otro producto para la conservación de los insectos (Fig. 84).

La esencia de mirbana y la creosota de haya, son también aconsejables para preservar colecciones. Se usan empapando en dichos líquidos un algodón que luego se introduce en una ampolla de vidrio; también es aconsejable usar un insecticida en aerosol aplicado en la parte interna de la tapa de vidrio de la caja.

El ácido fénico puede ser aplicado en forma similar al anterior y también mezclado con alcanfor.

En caso de que el ataque de los depredadores fuese fuerte, será necesario utilizar bisulfuro de carbono, aplicándose dentro de las cajas en recipientes pequeños o ampollas de vidrio.

Si son varias las cajas a desinfectar, se las puede introducir abiertas en otras de mayor tamaño y proceder a la fumigación de todas a la vez. El inconveniente que presenta este procedimiento es que dicho líquido es muy inflamable, al igual que la bencina.

Una fórmula que se ha usado para la conservación de colecciones es la siguiente:

Cloroformo	10%
Fenol cristalizado	1%
Creosota de haya	5%
Paradicloro-benceno	5%
Aceite de mirbana	79%

Otra de las fórmulas utilizadas es la siguiente:

Tetracloruro de carbono	83%
Acido fénico	15%
Creosota de haya	2%
Naftalina en escamas	hasta saturación
Paradicloro-benceno	hasta saturación

Se disuelve el ácido fénico en el tetracloruro de carbono, luego se agrega la naftalina y el paclosol (paradicloro-benceno) y una vez disuelto se le agrega la creosota.

Como corolario de todo lo informado se desprende la importancia que significa que las colecciones de insectos estén en lugares apropiados, con ambiente seco, aireado, y que el material no esté expuesto a la luz.

BIBLIOGRAFIA

Parte general

Balachowsky, A. y Mesnil, L. *Les insects nuisibles aux plantes cultivées.* Pt I: I-1137, figs. 1-981; Pt II: II-41-1921, figs. 982-1369. Min. Agr. París, 1935.

Brues, C. T. y Melander, A. L. *Classification of insects.* Museum at Harvard College, Cambridge, Mass. U.S.A., 1932.

C.S.I.R.O. *The division of Entomology. The insects of Australia. A textbook for students and research workers.* University Press, 1973; 1029 págs.

Del Ponte, E. *Manual de entomología médica y veterinaria argentinas.* Ediciones Librería del Colegio, Buenos Aires, 1958.

Essig, E. O. *College Entomology.* MacMillan, New York, 1942; 900 págs. 308 figs.

Gallo, D. (et al). *Manual de Entomología Agrícola.* Editorial Agronómica Ceres Ltda., São Paulo, 1978; 531 págs.

Imms, A. D. *A general textbook of Entomology.* Butler y Tanner, London, 1957; 886 págs.

Lima, A. da Costa. *Escola Nacional de Agronomía.* Serie didáctica, 1939-1957, N° 1-II.

Matheson, R. *Entomology for introductory courses.* Comstock, Ithaca, 1951; 629 págs.

Metcalf, C. L. y Flint, W. P. *Insectos destructivos e insectos útiles. Sus costumbres y su control.* Compañía Editora Continental S.A., México, 1979. Traducida de la cuarta edición en inglés. Décima segunda impresión.

Quintanilla, R. H. *Zoología Agrícola* (2da. ed.), El Ateneo, Buenos Aires, 1946; 774 págs.

Ross, H. H. *Introducción a la entomología general y aplicada.* Ediciones Omega, Barcelona, 1973; 536 págs.

Smith, K. G. V. *Insects and other arthropod of medical importance.* Trustees of the British Museum (Natural History), London, 1973; 561 págs.

Torre-Bueno, J. R. de la. *A glossary of entomology.* Science Press, Lancaster, Pennsylvania, 1937; 339 págs. 9 plts.
Trost, S.W. *General Entomology.* The MacMillan Co., New York, 1951; 900 págs.

Caza de los insectos, preparación y conservación

Alcaide, A. P. "Analectas entomológicas, 10. Un valiosísimo instrumento para la caza de pequeños insectos: el insuflador-aspirador." *Graellsia* 27, 1971; 55-66, 6 figs.
Beccari y Mazzi. *Manuale de técnica microscópica.* Societá Editrice Librería, 1966.
Beirne, B. P. *Collecting, preparing and preserving insects.* Science Service, Entom. Div. Canada Dept. Agr. Public, 932, 1955; 133 págs. 108 figs.
Belkin, J. M., Schick, R. X., Gallino, P. y Aitken, T. H. G. Capítulo sobre caza y conservación de mosquitos. *Cont. Amer. Ent. Soc.* 1: I-17, 1965.
Berlese, A. "Apparechio per raccoglieri presto e in gran número piccoli artropodi". *Redia* II: 85, 1904.
Bernis Mateu, J. *Tavole de microscopia.* C. E. Giusti-Bemporad-Marzocco, 1969.
Bordoni, A. "Sulla raccolta dei coleotteri nel musco." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año IX, N° 42, 1968.
Brian Worthington, Stuart F. R. E. S. *Collecting and breeding butterflies and moths.* Frederick Warne y Co. Ltd., London and New York, 1951; 190 págs. y 17 figs.
Broadbent, L. "Aphis migration and the efficiency of the trapping method." *Rev. App. Entomol.* 37: 365; 1948.
Bucciarelli, I. "Cenni sull'attrezzatura per la raccolta dei coleotteri." *L'inform. delle giovani ent. Suppl. Bol. Soc. Ento. Italiana.* Año II, N° 8, 1968.
Bucciarelli, I. "La raccolta dei coleotteri Ipogei." *L'inform. delle giovani ent. Suppl. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año IX, N° 43, 1961.
Bucciarelli, I. "Raccolta, Preparazione e conservazione degli odonati." *L'inform. delle giovani ent. Suppl. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año XV, N° 70, 1974.
Carpintero, D. "El mal de Chagas." *Rev. Campo moderno y chacra.* Poliequipos Ciim S.A., 1978; I-12.
Cubillos, A. G. "Variabilidad en la captura de áfidos alados sobre cultivos de papa mediante trampas amarillas de agua." *Agric. Técnica* 37 (I): 42-44; 1977.
Daly, H. V. "Fumigation of museum specimens in over cooking bagas." *Pan Pacific. Ent.* 49 (4): 377; 1973.
De Santis, L. "Est. Monog. de los afelínidos de la Rep. Arg. Capit: Hym. Chalcidoidea." *Rev. Museo de La Plata V* (Zoolog.N° 32: 23-280); 1948.

De Santis, L. *Vectores de enfermedades de las plantas, Thysanoptera.* Capit: "Caza, colección y conservación de tisanópteros". Bibl. did. 9. Depart. de Espec., INTA, Castelar, 1965.
De Bach, P. *Biological control of insect pests and weeds*, Reinhold Publ. Corp. New York, 1964.
Falconi, R. O. y Parisi, R. A. "Estudio de eficiencia de las trampas Moericke en la captura de pulgones alados variando colores y cobertura del suelo." *III Jornada Fitosanitaria Argentina, Jorn. Fitosan. Arg., S. M. de Tucumán*, 6-7 y 8 de sept., Fac. de Agron. y Zootec. Univ. de Tucumán, 1978.
Focarile, A. "La raccolta dei coleotteri ripicoli. I. Le acque correnti" (Torrenti, Fiumi)." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año VI, N° 30; 1965.
Focarile, A. "La raccolta dei coleotteri ripicoli. II, Le acque stagnauti." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año VII, N° 33; 1966.
Focarile, A. "La raccolta dei coleotteri ripicoli. III. Le coste sabbiose e le dune marine." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año VII, N° 34; 1966.
Ford, R. L. E. *Practical entomology. A guide to collecting butterflies, moths and other insects.* Frederick Warne and Co. Ltd. London-New York, 1963.
Gallo, D. et al. *Manual de Entomología Agrícola.* Capít. VI. "Coleta, montagem e conservaçao de insectos." Editorial Agronómica Ceres Ltda. São Paulo, 1978; 119-122.
García, M. y Ronderos, R. A. "V. Técnicas generales de colección y conservación." *Anales Com. Invest. Cient.* La Plata; 3: 117-120; 1962.
Gastaldi, F. "Preparazione a secco di insetti e loro larve mediante liofilizzazione." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año XIV, N° 66; 1973.
Gibson, W. W. *Cómo manejar y usar la colección de insectos.* Secret. de Agric. y Ganad., Oficina de Estudios Espec. México, 1958.
Hayward, K. J. *Guía para el entomólogo principiante.* Univ. Nac. de Tucumán. Inst. Miguel Lillo. Tucumán, 1961; Misc. N° 22: 1-168.
Invrea, F. "Raccolta e preparazione dei crisidi." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año III, N° 13; 1962.
Kapoor, V. C. "Guide to sending insects for identification." *Ent. Rec. J. Var.* 85 (7-8): 186-189; 1973.
Lafrance, J.: "New apparatus and rearing techniques for the study of wireworms (Col. Elateridae) in organic soils of South Western Quebec." *Can. Ent.* 95 (I): 1-6; 1963.
Moericke, V. "Uber das Farbsehen der Pfirsich Blatta blattlaus (Myzodes persicae Sulz)." *Z. Tierpsychol.* 7: 265-74; 1950.
Moericke, V. "Neue Untersuchugen über Farbsehen der Homopteren." *Proc. 2nd. conf. Potato Virus Diseases.* Liss-Wageningen, 1954; 55-59.
Morris, K. R. *The collection and preservation of insects.* Misc. Public. The Australian Ent. Soc. Nr. 3, 1974; 33 págs.

Oldroyd. *Collecting, preserving and studying insects.* London, Hutchinson Scientific and Technical, 1962; 327 págs.
Oman, P. W. y Cushman, A. D. *Collection and preservation of insects.* U. S. Depart. Agric. Misc. Public. N° 601, 1946; 42 págs. 42 figs.
Pastrana, J. A. *Caza y conservación de insectos.* Suelo Argentino, Buenos Aires, 1940; 232 págs., 58 figs.
Pastrana, J. A. *Curso de Entomología. IX: Técnica microscópica.* Inst. Nac. Cienc. Natur. y Museo Arg. Cienc. Natur. "Bernardino Rivadavia". Publicac. Ext. y Didáct. N° 1, Buenos Aires, 1954.
Passerin d'Entreves. "Come raccogliere i microlepidotteri." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año XVII, N° 78; 1976.
Perelli, V. *Macro micro photographie.* Editions Progresso Fotografico; 1964.
Peterson, A. *A manual of entomological equipment and methods.* Columbus, Ohio, 1937; Parte II: 1-334 pls. 139-159.
Peterson, A. *A manual of entomological techniques.* Edwards Bros. Inc.; Ann Arbor, Michigan, 1953; 367 págs.
Peterson, A. *Larvae of insects. Dissecting and preserving larvae* (4a. ed.). Edwards Brothers Inc., Michigan, 1962; Parte I: 410.
Prasad, S. N. "A quick and simple technique for mounting lepidoptera." *Bihar Acad. Agr. Sci. Proc.,* 14: 96-98; 1966.
Pulpan, J. y Winkler, J. "Nuovo metodo de conservazione a lungo termino degli insetti non preparati, in stato de idratazione (metodo all'etere acetico-benzina-tetracloruro di carbono)." *L'inform. delle giovani entom., Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana* N° 3; 1974.
Ross, H. H. "How to collect and preserve insects. III." *Nat. Hist. Survey.* Circ. 39, 48 págs.
Rossi, R. "Un nuovo metodo per la raccolta degli insetti endogei." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año VIII, N° 38, 1967.
Segue, E. *Initiation à la microscopie.* Editions N. Boubie et Cie, Paris; 1954.
Simon, J. C. "Estudio de los collémbolos muscícolas de un noquedo de la Sierra de Guadarrama." *Graellsia* 27: 103-132; 1971; 6 figs. 3 tab.
Sturani, C. ed. E. "La caccia é l'allevamento dei longicorni." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año II, N° 9; 1961.
Sturani, M. "Consigli sulla caccia é sull'alevamento dei carabi." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año V, N° 22; 1964.
Tamanini, L. "Cacce nei funghi." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año III, N° 11; 1962.
Tamanini, L. "Raccolta, preparazione é studio dell cimini." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año IV, N° 16; 1963.
Tamashiro, M.; Fujii, J. K. y Lai, P. Y. "A simple method to observe, trap, and prepare large numbers of subterranean termites for

laboratory and field experiments." *Environmental. Ent.* 2 (4): 721-722, 2 figs.; 1973.
Townes, H. "The moisture problem in cyanide killing bottles." *Ent. News*, 84 (1): 33; 1973.
Townes, H. "Comments on the design of insect nets." *Ent. News*, 84 (1) 1-7, 2 figs.; 1973.
Townes, H. "Deep pinning bottoms for freshly pinned specimens." *Proc. Ent. Soc. Wash.* 75 (1): 124; 1973.
Townes, H. "A scientifically designed drawer for scientific insect collections." *Ent. News.* 84 (2): 53-61, 2 figs.; 1973.
Valentine, J. M. "On the preparation of insects, with particular reference to coleoptera." *Smithsonian Misc. Collections.* Vol. 103, N° 6; 1942.
Von Peez, A. "Sulla raccolta di coleotteri nelle dei mammiferi é nei nidi degli uccelli." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año III, N° 12; 1962.
Winkler, J. R. "Nuovo metodo di preparazione a secco delle ali degli insetti." *L'inform. delle giovani entom. ital., Suppl. Bol. della Soc. Ent. Italiana.* Año XVI, N° 77; 1975.
Wood, A. A. *Preparing insect displays.* Science Service. Entom. Div. Depart. of Agric. Public. 1032, Canada; 1958.
Worthington Stuart, B. F. R. E. S. *Collecting and breeding butterflies and moths.* Frederick Warne and Co. Ltd. London-New York, 1951.

Técnica entomológica

Aubert, J. F. "Techniques de préparation des Ichneumonides facilitant leur étude systematique." *Entomophaga* VI (2): 103; 1961.
Baker, E. W. y Wharton, W. *An introduction to acarology.* Líquido de Hoyer modificado por Berlese. The MacMillan Company, New York, 1958; 10-11.
Bentinck, G. A. G. y Diakonoff, A. *De Nederlandse Bladrollers.* Cap. Técnica entomológica. Monogr. Ned. Entom. Ver 3: 1-201, 98 pls.; 1968.
Berio, E. "Perchè e come si preparamo gli apparati maschili delle farfalle." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año X, N° 46; 1969.
Berio, E. "Come rammollire per la preparazione i lepidotteri grossi od ostinati e altri consigli." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* Año XIX, N° 69; 1973.
Bourgogne, J. "Preparation of genital armatures of Lepidoptera." *Alexanor* 3 (2): 61-70; 3 (3): 111-118; 3 (4): 153-164; 1963.
Bucciarelli, J. "L'estrazione e la preparazione dei genitali nei coleotteri." *Supp. Soc. Ent. Italiana.* Año IV, N° 18; 1963.
Clarke, J. F. Gates. "The preparation of slides of the genitalia of Lepidoptera." *Brooklyn Ent. Soc.* 36 (4): 149-161; 1941.

Cook, D. R. *Water mite genera and subgenera.* Capit. Tecnico entom. 5950 Warren Road, Ann Arbor, Michigan; 1974.
Corrington, J. D. *Working with the microscope.* McGraw Hill Comp., 1941; Inc: 1-418.
Eltringham, H. *Histological methods for entomologists with a chapter of mounting whole insects* by H. Britten. Charedon Press. Oxford IX, 139 págs.
Essig, E. O. "Mounting aphids and other small insects on microscopic slides." *The Pan-Pacific Ent.* 24 (I): 9-22; 1948.
Fairchild, G. B. y Hartig, N. "An improved method for mounting small insects." *Science* 108: 2021; 1948.
Gage, S. H. *The microscope.* Comstock Publishing Co., Ithaca, N.Y., 1943; 617 págs.
Gatenby, J. B. *The microtomist's Vademecum* (10a. ed.). J. y A. Churchill Ltd.; 1946.
Gurney, A. B., Kramer, y Steyksal. "Some techniques for the preparation, study and storage in microvial of insect genitalia." *Ann Ent. Soc. Amer.* 57 (2): 240-242; 1964.
Hampson, J. F. "A simple technique of improving and accelerating KOH clearing of insects." *Bull. Brooklyn. Ent. Soc.* 49:21; 1954.
Hearley, P. *Microscopi e vita al microscopio.* Arnoldo Mondadori Editor, Milano, 1970.
Hood, J. D. *Microscopical whole mounts of insects.* Cornell University, 1947; V-58 págs. Third mimeographic edition.
Houyez, P. "Preparation of caterpillars." *Lambillionea*, 61 (9/10): 73-80 y 61 (10/11): 89-95; 1961.
Jung, A. "Quelques observations sur diverses techniques entomologiques." *Entomologiste.* 29 (6): 212-220; 1973.
Langeron, M. *Précis de microscopie. Technique. Experimentation. Diagnostic* (7éme ed.). Masson et Cie, Paris, 1949; III. 1430 págs.
Lee, A. Bolles. *The microtomist's Vademecum* (10a. ed.). Brontë Gatenby y T. S. Painter. Filadelfia, 1937; XII, 784 págs.
Mackay, M. R. "Preservative discoloration in Lepidoptera larvae." *Can. Ent.* 95 (10): 1020; 1963.
McClug, C. E. *Handbook of microscopical technique for workers in both animal and plant tissues.* Paul B. Hoeber, Inc., New York, 1929; XIV, 495 págs.
Marozzini, F. y Gobbi, G. "L'allevamento degli insetti xilofagi." *L'inform. delle giovani entom. Supp. Bol. Soc. Ent. Italiana.* N° 72 y 73; 1974.
Matheson, R. *Handbook of the mosquitoes of N. A.* Capítulo "Collect, rear and preserve mosquitoes". Comstock Publishing Co., Ithaca, N.Y.
Menon, M. G. R. "An easy method of mounting butterfly and other insect's wings for quick field identification and cheap reproduction as plate drawings." *Indian J. Ent.* 25 (2): 174-176; 1963.
Meryman, H. T. "The preparation of biological museum specimens by freeze-drying." *Curator* 3 (I): 5-19; 1960.

Meryman, H. T. "The preparation of biological museum specimens by freeze-drying. II. Preparation." *Curator* 4 (2): 153-74; 1960.
Moulds, M. S. "Labelling insect specimens." *Australian Ent. Mag.* I (4): 44-47; 1973.
Razowski, J. *Lepidoptera of Poland.* I. Cap. sobre técnica entomológica. General Part (Motyle (Lep.) Polski Gzesc I - Ogolna). 157 págs. (Translation of *Monographie Fauny Polisky 2.*) Warsaw, Washington; 1976.
Reid, J. "The moths and butterflies of Great Britain and Ireland I. Micropterigidae." *Techniques*, págs. 117-134; 1976.
Robinson, G. S. "The preparation of Lepidoptera genitalia with special reference to the microlepidoptera." *Entomologist's gaz.* 27: 127-132; 1976.
Romeis, B. *Guía formulario de técnica histológica* (8a. ed.). Editorial Labor, Barcelona, 1936; 722 págs.
Rothschild, M. "Colour and poisons in insect protection." *New Scient.* 54 (795): 318-320, 5 pls.; 1972.
Sanfilippo, N. "La raccolta dei coleotteri idroadéfali." *L'inform. delle giovani entom.* Año IV, N° 20 y N° 21; 1963.
Scott. "Gumchloral, a mounting medium." *Microscope.* London. 5: 122-125; 1943.
Smith, C. N. *Insect colonization and mass production.* Academic Press, New York-London, 1966; 1-618.
Stone, A. *The fruitflies of the genus Anastrepha* (Capít. sobre técnica ent.). U. S. Dep. Agr. Washington, 1942; Misc. Publ. 439: 9.
Traugott, Olsen y Nielsen, E. E. "The Elachistidae (lep.) of Tennoscardia and Denmark. Técnica Remarks." *Fauna Ent. Scandin.* 6: 34. Scandinavian Science Press Ltd. Klampeborg; 1977.

Inclusión en resina

Anónimo. *Preparación y conservación de insectos en plástico trasparente sólido con Ceemar embedding.* E. M. Cromwell y Co. Ltda., Rya St. Bishop's Stordford, Herts.
Anónimo. "Embedding softs tissues in acrylics." *Canada Plastics*, 1947; pág. 21.
Anónimo. *Engineering progress at university of Florida.* University of Florida, 1947; pág. 21.
Anónimo. "Embedding specimens in transparent plastic." *Chicago. General Biologica Supply House. Inc.* Service leaflet 33; 1961.
Anónimo. "Embedding of specimens in methyl methacrylate and 'Tensol' Cement N° 7." Imperial chemical industries Limited. Plastics Division. Welwyn Garden City, Herts. Technical Service and Development Department. Information Service N° 866, págs. 1-10.
Fessendon, G. R. *Preservation of Agricultural specimens in plastics.* U. S. Depar. Agric., Bull of Agric. and Eng., Bull of Agric. Chem. and Eng. Div. Agric. Chem. Res.

Fessendon, G. R. y Sande, C. M. *Embedding specimens in methyl methacrylate resins.* U. S. Depart. Agric. Bull of Agric. Chem. and Eng. Div. Agric. Chem. Res., 1942.
Lammer, Jutta. *Das grosse Ravensburger hoblybuch.* Otto Maier Ravensburg; 1973.
López Borderias. *Conservación de insectos y plantas en bloques de plástico.* Min. de Agric., Madrid, 1965; Hojas divulgadoras N° 19-65 H., 19 págs.
Oleesky, S. S. y Mohr, J. G. *Tratado de plásticos reforzados.* Inst. de Plásticos y Caucho. Patronato de invest. científ. y técnicas "Juan de la Cierva". Madrid. 2a. edición.
Purves, P. E. "Some development in the use of plastics in Museum Technology."
Romaniac y Roudabush. "Bioplastic." *Plastics.* U.S.A., Febrero, 1947.
Saechtling y Zebrowsky. *Manual de plásticos.* Reverté S.A., Barcelona, Buenos Aires, México, 1963; 434 págs.
Zechlin. *Inclusiones en resina plástica.* "Colección Cómo Hacer", Kapelusz, Buenos Aires; 1972.

Trampas Malaise

Adarve, R. y Vásquez, R. "Recolección de insectos mediante el uso de trampas de suelo (Pitfall-trap)." *Inst. Fomento Algodonero. Bol. de Noticias*, Colombia, 1964; 4 (1-2).
Botelho, P. S. M.; Rodella; Silveira Neto, S. Novas modificaçoes na armadilha de Malaise e suas possibilidades na coleta de insetos." *O. Solo* 64 (3): 21-26; 1972.
Botelho, P. S. M., Yocoyama, M. y Silveira Neto, S. "Determinaçaos da flutuação populacional de Silba pendula (Bezzi) com auxilio da armadilha de Malaise." *O. Solo* 66 (I): 23-29; 1974.
Cancelado, R.; Yonke, T. R. "Collecting: prairie insects with Malaise traps." *Trans. Mo. Acad. Sci.* 3: 83-88; 1969.
Hickins, N. O. "Introducción, uso y perspectivas de la trampa Malaise en los programas de investigación entomológica en Chile." *Re. Chile. Ent.* 6: 137-139; 1968.

Luz y trampas de luz

Anónimo. "Blacklight trap standards for general insects surveys." *Coop. Econ. Inst. Rpt.* 16 (14): 297; 1966.
Anónimo. "Response of insects to induced light." U. S. Dept. Agr., *Agrc. Res. Service.* A.R.S., 1961; 20-10, 1-66 págs.
Anónimo: "Miscelaneous applications of radiant energy." *Yes lighting handbook.* Sección 25: 1-24.
Anónimo. *Black light.* General Electric Company. Lamp Products. Nela Park, Cleveland, Ohio; 1977.

Barratt, J. R., Harwood, F. W. y Deary, H. O. "Functional association of light trap catches to emission of blacklight fluorescent lamps." *Environmental. Ent.* 1 (3): 285-290, 3 figs., 2 tabs.; 1972.
Belton, P. y Kempster, R. H. "Some factors affecting the catches of Lepidoptera in light traps." *Can. Ent.* 95 (8): 832-837; 1963.
Bourgogne, J. "Considérations théoriques et pratiques sur l'emploi de la lumière pour la chasse aux insects." *Rev. Franc. Lepidopt.* 14 (6.7.8.):85-99 illus.; 1953.
Bowden, J. "The influence of moonlight on catches of insects in light-traps in Africa." *Bull. Ent. Res.* 63 (I): 113-128 y 129-142, figs. y tabla; 1973.
Common, I. F. B. "A transparent light-trap for the field collection of lepidoptera." *Jour Lepid. Soc.*, Cambridge, Mass., 1959; 13: 57-61, 1 fig.
Ditchman, J. P. y Stanley, K. A. "Fighting insects with light bulbs." *Amer. Motel Mag.*, oct., 1953.
Frost, S. W. "Light traps for insect collection, survey and control." Pennsylvania State Coll., *Agr. Expt. Sta. Bull.* 550: 32; 1952.
Glick, Perry, A. "Light traps for detection. Response to induced light." *Agric. Research Service.* U. S. Dep. Agr. ARS, 1961; 20-10 págs. 43-47.
Gui, H. L., Porter, L. C. y Prideaux. "Response of insects to colour, intensity and distribution." *Amer. Soc. Agric. Engineer Jour.* U.S.A., 1942; 23: 51-8.
Harcourt, D. G. y Cas, L. M. "A controlled interval light trap for microlepidoptera." *Can. Ent.* 90 (10): 617-622; 1958.
Hartstack, A. W. Jr., Hollingsworth y Linquist. "A technique for measuring trapping efficiency of electric insect traps." *Journ. Econ. Ent.* 51 (2): 546-552; 1968.
Hartsock, J. G., Deay, H. D. y Barrett, J. R. "Practical application of insect atraction in the use of light traps." *Bull. Ento. Soc. Amer.* 12 (4): 375-377; 1966.
Herms, W. B. y Ellsworth. "Field tests of the efficacy of colored light in trapping insect pest." *Jour. Econ. Ent.* 28 (5): 1055-67; 1934.
Hienton, T. E. *Summary of investigations of electric traps.* Tecn. Bull. U. S. Dept. Agr. N° 1498, 1974; 136 págs.
Hienton, T. E. "The nature of light sources and types of traps. Response of insects to induced light." *Agric. Research Service.* U. S. Dept. Agric. A.R.S., 1961; 20-10: 2-8.
Hollingsworth, J. P. "Relation of wavelength to insect response." *Agric. Research Service.* U. S. Dept. Agri. ARS, 1961; 20-10 págs. 9-25.
Knowlton, A. E. *Standard Handbook for Electrical Engineers* (9th ed.). MacGraw-Hill Book Company, New York; 1957.
Nijholt, W. W. y Chapman, J. A. "A light trap for collecting living insects." *Can. Ent.* 100 (II): 1151-1153; 1968.
Oman, P. W. "What insects are positively photosensitive. Response of insects to induced light." *Agric. Research Service.* U. S. Dept. A.R.S. 1961; 20-10, págs. 33-34.

Pfrimmer, T. R. *Response of insects to different sources of black light.* 1957.
Silveira Neto, S., "Armadilha luminosa modelo 'Luiz de Quiroz' ". *O Solo.* 61 (2): 19-21, 1969.
Silveira Neto, S. *Levantamento de insetos e flutuação da população de plagas da ordem Lepidoptera, con o uso de armadilhas luminosas en diversas regiões do Estado de São Paulo.* Piracicaba, Libre Docencia E.S.A.L.Q., S.P., Brasil, 1972; 183 págs.
Souckwood, T. R. E. *Insect abundance.* Blackweel, Scientific Public. Oxford; 1968.
Taylor, J. G. y Deay, H. O. "Use of electric lamps in corn borer control." *Amer. Asoc. Agr. Eng.* 31: 503; 1950.
Taylor, J. G., Altman, L. B., Hollingsworth, J. P. y Stanley, J. M. "Electric insect traps for survey purposes." *U. S. Dept. Agric. Research Service*, 1956; (A.R.S. 42-3).
Voigts, D. K. "An odonate emergency trap for use in marshes." *Proc. Iowa Acad. Sci.* 80 (2): 67-68; 1973.

Trampas de insectos por succión

Anónimo. "Insect suction traps. Johnson Taylor VI-9 y VI-12." Burkard Manufacturing Company Limited, Entom. Res. Instrumentation, Rickmansworth, Hertfordshire. England.
Brown, R. D. "Funnel for extraction of leaf litter organisms." *Anal. Ent. Soc. Amer.* 66 (2): 485-486, 2 figs.; 1973.
Davies, J. B. "A simple battery operated suction trap for insects atracted to animal, light or chemical bait." *Mosquito news*, 33 (I): 102-104 figs.; 1973.
Taylor, L. R. "An improved suction trap for insects." *Ann. Appl. Biol.* 38: 582-591; 1951.
Travassos Filho, L. "Tecnicas gerais seguidas no estudio da orden Mantodea Burm." (Capít. sobre Técnica) *Arch. de Zool. do Est. de São Paulo.* 4: 113-155; 1945.

INDICE ALFABETICO

Aceite de clavo, 170
Acetato etílico, 57
Acetona, 115
Acido fénico, 89
Acido isopropílico, 21
Adhesivo, 160
Agujas o puntas de trabajo, 92
Agujas y cerdas, 11
Alcohol, 193
Alcohol isopropílico, 58
Alcoholes, tabla de dilución, 194
Alfileres, 77, 92
Almacenaje, 162
Aparato Berlese, 8
Aparato Lewis, para caza, 5
Arreglo de los insectos en las cajas de colección, 210
Aspirador por succión directa, 11
Aspirador por succión mecánica, 13
Azucarado para la caza de insectos, 19

Bálsamo acidulado, 150
Bálsamo de Canadá, 149
Bálsamo-xilol, 150
Berlese, aparato, 8
Betún de Judea o pez mineral, 156
Betún de R. Moyer, 155
Betún de Thorne, 156
Blanqueado de piezas entomológicas, 134
Ble, solución de, 116
Bolsas de celofán, 17
Bordeado, 155
B P o benzoilo, en pasta, 109

Caedax, 150
Cajas con "camas" de algodón, 205
Cajas de alambre tejido, 14
Cajas de material plástico para exhibición, 105
Cajas de metal, 14, 15
Cajas de vidrio para exhibición, 105
Cajas para alfileres, 78
Cajas para colecciones de insectos, 209
Cajas protectoras para envíos, 68
Cámara húmeda, 88
Carbol-xilol, 145
Carmín, 137
Carnadas, 22
Catalogado de preparaciones microscópicas, 163
Cavernas, método de caza en las, 44
Caza de los insectos, 40
  en las flores, 40
  en las semillas, 40
  en las raíces, 41
  taladros de la madera, 41
  en los hongos, 43
  en las cavernas, 44
  en los focos de luz, 45
  en nidos de aves, 45
  en la hojarasca, 45
  ectoparásitos de aves y mamíferos, 46
  en plantas acuáticas, 46
  los insectos formadores de agallas, 46
  insectos subterráneos, 47
  minadores de hojas de vegetales, 48
Caza de los insectos, otras formas, 54
  debajo de las piedras, 54
  golpeteo de plantas, 54
  refugio de murciélagos, 54
  vinchucas, 54
Cebos, 22
Cerdas, 11
Cianuro de potasio, modo de sacrificar insectos, 57
Cianuro de potasio, preparación de frascos, 58
Cinturón, 15
Clarificación o diafanizado, 144
Clarite, 153
Cloroformo, 57
Coloración de piezas entomológicas, 134
Coloraciones combinadas simultáneas, 137
Colorantes de anilinas, 138
Colorantes más usados, 137
Colorantes mordientes artificiales, 140
Colorantes, su clasificación, 135

Conservación de insectos adultos, 205
Conservación de insectos en cajas, 209
Conservación de insectos en medios líquidos, 193
Conservación de larvas de coleópteros, 201
Conservación de larvas en seco, 199
Conservación de larvas por deshidratación, 202
Conservación de larvas por resinificación, 203
Conservación de porta y cubre-objetos, 124
Conservación de soluciones cáusticas, 132
Corrección de preparaciones microscópicas, 101
Cortaplumas, 16
Cuadro de lona para caza de insectos, 5
Cuchillo, 16

Debajo de las piedras, método de caza de insectos, 54
Decoloración o desteñido, 142
Desengrase de insectos, 85
Deshidratación, 143
Diafanizado o clarificación, 144
Dípteros acuáticos, método de caza de, 51
Dury, fórmula para fabricar goma, 80

Ectoparásitos de aves y mamíferos, método de caza en, 46
Endurecedor MEK, líquido, 109
Endurecedor o gelificación, 112, 115
Endurecimiento, 95
Envío de insectos vivos, cajas, 63
Envío de material en líquidos alcohólicos, 72
Envío de material entomológico, 63
Envío de material preparado, 66
Envío de preparados microscópicos, 73
Envío de vegetales atacados, 65
Equipo utilizado para la caza de insectos, 1
Eter acético, 57
Eter acético, preparación de frascos con, 59
Etiquetas, 157
Euparal, 151
Extendido de alas, 90
Extendido de alas de microlepidópteros, 95

Fijación, 127
Fijadores líquidos, 127, 128
  alcohol etílico, 128
  ácido pícrico, 128
Flores, método de caza en las, 40
Focos de luz, caza de insectos en los, 45
Formadores de agalla, método de caza de, 46
Formalina, 197
Formol, 89

Fórmulas para la conservación de colecciones, 214, 215
Frascos con veneno, 58
Fucsina, 140

Gelatina, 79
Gelificación o endurecedor, 112, 115
Glicerina, 154
Golpeteo de plantas, método de caza de insectos, 54
Goma arábiga, 79
Goma laca, 79
Gomas, 79
Guías de altura, 78

Hacha pequeña, 16
Hemalumbre, 138
Hematoxilina, 138
Herramientas para el campo, 13
  pala, 13
  hacha, 13
  formón, 13
  cortaplumas, 13
  descortezador, 13
Hetherington, solución de, 100
Hidrato de potasio, 100
Hidróxido de potasio, 131
Hidróxido de sodio, 131
Hongos, método de caza en los, 43
Humo de tabaco, 57

Inclusión, 145
Inclusión de insectos dañinos y sus plantas
  hospedadoras en bloques, 120
Inclusión de insectos en bloques de resina plástica, 106
  la resina plástica, 107
  mezcla de la resina con el endurecedor, 109
  inclusión de material, 110
  lijado de la pieza, 110
  pulido de la pieza, 111
  mecanismo de la polimerización, 111
  cantidad de endurecedor a agregar, 111
  el grosor de las capas, 113
Inclusión de vegetales en resina poliéster, 119
Inclusión en celoidina, 146
Inclusión en parafina, 146
Insectos adultos, diferentes formas de montar, 80
Insectos de vida acuática, su caza, 51
Insectos subterráneos, método de caza de los, 47
Instrumentos para atrapar insectos, 16
  lupa, 16

  palita para cavar, 16
  hacha pequeña, 16
  machete, 16
  cortaplumas fuerte, 16
  cuchillo manual, 16
  peine despiojador, 16
Insuflado de orugas, 200

Jeringa hipodérmica, para matar insectos, 61

Lámpara "Argon glow", 32, 36
Lámpara de carburo, 34
Lámpara fluorescente de luz negra, 36
Lámparas de filamento de tungsteno, 30
Lámparas eléctricas, 32
Lámparas para la caza de insectos, 21
Lewis, aparato para caza, 5
Limpieza de las piezas por preparar, 133
Limpieza de porta y cubre-objetos, 124
Líquido Carnoy, 101
Líquido de Berlese, 151
Líquido de Dammar, 152
Líquido de Farrant, 154
Líquido de Faure, 153
Líquido de Hoyer, 154
Líquidos fijadores, 127, 128
  alcohol etílico, 128
  ácido pícrico, 128
Lupa, 16
Luz negra, 31
Luz, y las trampas de luz, 29, 30

Machete, 16
Malaise, trampa, 24, 26
Manga de lienzo fuerte de algodón, 1
Manga de tela gruesa o rastreadora, 3
Manga de tul o gasa, 1
Marcado del centro del porta-objetos, 125
Medios de montaje, 149
Medios de montaje semipermanentes, 153
Melaza para caza de insectos, 19
Metacrilato de metilo, 109
Método de caza, 39
Mezcla bicrómica en von Tellyesniezky, 129
Mezcla de Borrel, 129
Mezcla de Carnoy, 130
Mezcla de Fleming, 129
Mezcla de Hood, 130
Mezclas alcohólicas, 196

Mezclas fijadoras, 127, 128
a base de ácido ósmico, 128
mezcla de Fleming, 129
mezcla de Borrel, 129
a base de cromo, 129
a base de ácido pícrico, 129
a base de formol, 130
a base de alcohol, 130
mezcla de Hood, 130
fijación de larvas de coleópteros, 130
solución de Petersen o Kaad, 131
Minadores de hojas de vegetales, método de caza de los, 48
Minucias, 77
Moericke, trampas de agua, tipo, 23
Moho, 212
Moldes o envases para inclusión, 113, 115
Monómero de estireno, 109
Montado de insectos adultos, 80
Montado de preparaciones, 147
Montado doble, 83
Montado simple, 81
Montaje Riker, 105
Muerte de los insectos, 126
Murrayite, 156

Nidos de ave, método de caza en, 45
Nuevo montado de preparados viejos, 141

Orugas de lepidópteros, su conservación en seco, 199

Palita para cavar, 16
Papel de lija de agua, 115
Papel esmeril Nros. 120 y 180, 115
Parafina, 155
Peine despiojador, 16
Petersen o Kaad, solución de, 131
Picroformol de Bouin, 129
Pincel, 11
Pinceles, 92
Pinzas de laboratorio, 10
Pinzas, instrumental de laboratorio, 10
Pinzas o raqueta, 4
Planchas de turba, corcho o telgopor, 91
Plantas acuáticas, método de caza en, 46
Polimerización de la resina plástica, 107
Porta-agujas, 11
Precauciones generales para el manipuleo de poliester, 121
Preparación de alas de insectos quitinizados, 190

Preparación de aleirodidos, 173
Preparación de alas de macrolepidópteros, 188
Preparación de alas de microlepidópteros, 190
Preparación de aphelínidos, 174
Preparación de cochinillas, 165
Preparación de cochinillas sin colorear, 170
Preparación de coleópteros pequeños y sus partes, 176
Preparación de floeotrípidos, 174
Preparación de insectos para observaciones microscópicas, 123
Preparación de larvas, 97
de coleópteros, 97
de lepidópteros, 98
de dípteros, 99
Preparación de larvas coloreadas, 101
Preparación de los estados inmaturos de los insectos, 119
Preparación de los insectos adultos, 77
Preparación de los insectos adultos para la inclusión, 116
muerte del insecto, 116
insectos muertos con anterioridad, 117
desecado, 117
secado, 117
deshidratado, 117
inclusión, 118
Preparación de genitales de dípteros, 185
Preparación de genitales de himenópteros, 187
Preparación de genitales de insectos, 178
Preparación de genitales de macrolepidópteros, 182
Preparación de genitales de micetofílidos, 186
Preparación de genitales de microlepidópteros, 179
Preparación de genitales de microlepidópteros muy pequeños, 182
Preparación de genitales de tripétidos, 186
Preparación de insectos pequeños, 176
Preparación de Mallophaga, 175
Preparación de mariposas vistosas en cajas con base de yeso, 106
Preparación de pulgones o afídidos, 171
Preparación de tisanópteros, 173
Preparación de trípidos, 174
Preparación microscópica de insectos secos, 103
Preparados microscópicos permanentes, 167
Preparados microscópicos temporarios, 166

Raíces, método de caza en las, 41
Reblandecimientos, 88
Red para insectos acuáticos, 4
Refugio de murciélago, método de caza de insectos, en, 54
Resina plástica, 107, 115
Resina poliéster no saturada, 107, 115

Resinas, 109
Resina transparente, 112
Rotulado, 85, 157

Sacrificado de insectos, 61
Secado, 162
Semillas, método de caza en las, 40
Sobres de papel, 206
Solución de Blé, 116
Solución de Hetherington, 100
Solución de Petersen o Kaad, 131
Solución fijadora de colores de hojas y flores, 116
Soporte de cubre-objetos, 125

Taladros de la madera, su caza, 41
  coleópteros, 41
Tamices, 8
Taquitos, 80
Tarjetas, 78
Tarjetas para rotular, 86
Teñido, 140
Termoplásticos para resina plástica, 108
Tetracloruro de carbono, 58
Tiempo de gelificación, 109
Tintura de cochinilla de Mayer, 138
Tiras de papel, 92
Trampa de agua tipo Moericke, 23
Trampa de luz con malla eléctrica, 37,38
Trampa Malaise, 24
Trampa para insecto por succión, 26
Trampas de luz, 32, 34
Trampas usadas para la caza de insectos, 19
Tratamientos con productos cáusticos, 131
Tylliard, fórmula para fabricar goma, 80

Verde de metilo, 140
Verdín, 213
Vida acuática, método de caza de insectos de, 49
Vinchucas, método de caza, 54

Xilene, 144, 170
Xilol, 144, 170

Zaranda, 6

EX LIBRIS Scan Digit

The Doctor

http://thedoctorwho1967.blogspot.com.ar/

http://el1900.blogspot.com.ar/

http://librosrevistasinteresesanexo.blogspot.com.ar/

https://labibliotecadeldrmoreau.blogspot.com/